

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA**

Trabajo Final presentado
para optar al Grado de Ingeniero Agrónomo

**Desarrollo de un formulado a base de reguladores del crecimiento vegetal (PGRs) de
aplicación sobre semillas (priming) para optimizar el rendimiento de trigo y maíz.**

**Emmanuel Bertola
DNI: 32.000.641**

**Directora: Dra. Mariana Andrea Reginato
Codirectora: Dra. Virginia Luna**

**Río Cuarto - Córdoba
Mayo 2017**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA**

CERTIFICADO DE APROBACIÓN

Título del Trabajo Final: Desarrollo de un formulado a base de reguladores del crecimiento vegetal (PGRs) de aplicación sobre semillas (priming) para optimizar el rendimiento de trigo y maíz.

Autor: Bertola, Emmanuel
D.N.I. : 32000641

Directora: Dra. Mariana Andrea Reginato
Co-Directora: Dra. Maria Virginia Luna

Aprobado y corregido de acuerdo con las sugerencias del Jurado Evaluador:

Ing. Agr. Gabriel Espósito _____

Ing. Agr. Edgardo Zorza _____

Fecha de Presentación: ____ / ____ / ____

Aprobado por Secretaría Académica: ____ / ____ / ____

Secretario Académico

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Universidad Nacional de Río Cuarto, institución que me brindó todos los conocimientos y las herramientas para hoy estar concluyendo mis estudios con este trabajo.

En igual medida quiero agradecerle a mi directora Prof. Mariana Reginato, quien me brindó toda la información, su experiencia y sobre todo su paciencia. Al igual que toda la cátedra de Fisiología Vegetal.

A mis familia por darme la posibilidad de formarme no solo académicamente sino también como una persona con buenos principios y valores.

A mi novia por las horas bancadas para poder terminar este trabajo.

A mis amigos de la vida, que gracias a Dios pude conseguir.

ÍNDICE

RESUMEN

SUMMARY

I. INTRODUCCIÓN	1
1. Las plantas y su entorno	1
2. El estrés hídrico	3
3. Estrés ocasionado por suelos ácidos	5
4. Las fitohormonas	6
4.1. Auxinas	8
4.2. Giberelinas	9
4.3. Citocininas	10
4.4. Ac. salicílico	11
4.5. Brasinoesteroides	13
5. Efecto de la aplicación exógena de distintas fitohormonas	14
6. El cultivo de trigo. Origen, características e importancia	16
7. El cultivo de maíz. Origen, características e importancia	18
HIPÓTESIS	20
OBJETIVOS	
1. Objetivo general	20
2. Objetivos específicos	20
II. MATERIALES Y MÉTODOS	22
1. Material vegetal	22
2. Preparación de las soluciones para los mix hormonales	22
3. Determinación de la energía y el poder germinativo	22
4. Crecimiento de plántulas en condiciones control y de estrés	23
5. Ensayos a campo	24
6. Análisis estadístico	28
III. RESULTADOS	
1. Evaluación de Energía Germinativa en maíz y trigo	29
2. Análisis de la EG y PG en maíz	31
3. Crecimiento temprano en maíz	33
4. Análisis de la EG, PG y crecimiento temprano en trigo	34
5. Crecimiento de plántulas en condiciones control y de estrés	35
6. Ensayos a campo	40
6.1. Análisis de los parámetros de crecimiento para el cultivo de maíz	40

6.2. Análisis de los parámetros de crecimiento para el cultivo de trigo	45
IV. DISCUSIÓN	62
V. CONCLUSIONES	67
VI. BIBLIOGRAFIA CITADA	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1. Molécula de ácido indolacético (IAA), forma predominante en las plantas	8
Fig. 2. Estructura de dos formas activas de giberelinas, GA ₁ y GA ₃ .	9
Fig. 3. Zeatina, una citocinina natural.	10
Fig. 4. Molécula de ácido salicílico.	12
Fig. 5. Molécula de Brasinólido.	13
Fig. 6. Fotografía del ensayo en cámara de crecimiento.	23
Fig. 7. Datos de los ensayos realizados a campo por localidad y establecimiento para los cultivos de maíz y trigo.	25
Fig. 8. Análisis de suelo de cada uno de los establecimientos donde se realizó la siembra.	25
Fig. 9. Datos climáticos para cada una de las localidades utilizadas en los ensayos a campo.	26
Fig. 10. Fotografías de la germinación de maíz con distintos tratamientos de Fitohormonas.	30
Fig. 11. Fotografías de la germinación de trigo con los distintos tratamientos de fitohormonas.	31
Fig. 12. PG de maíz con aplicación de las distintas fitohormonas	32
Fig. 13. EG y PG de maíz con aplicación epibrasinólido en distintas concentraciones.	32
Fig. 14. Peso fresco de parte aérea para maíz con aplicación de las distintas fitohormonas.	33
Fig. 15. Peso fresco de raíces para maíz con aplicación de las distintas fitohormonas.	33
Fig. 16. Poder germinativo de trigo con aplicación de las distintas fitohormona.	34
Fig. 17. EG y PG de trigo con aplicación epibrasinólido en distintas concentraciones.	33
Fig. 18. Peso Fresco aéreo para trigo con aplicación de las distintas fitohormonas.	44
Fig. 19. Altura total en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	36
Fig. 20. Longitud radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	36
Fig. 21. PF parte aérea en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	37
Fig. 22. PS parte aérea en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	37
Fig. 23. PF radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	38
Fig. 24. PS radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	39
Fig. 25. Volumen radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B).	39

Fig. 26. Contenido de clorofila en plántulas de maíz (A)	40
Fig. 27. N° de plantas de maíz por m ² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	40
Fig. 28. N° de espigas de maíz por m ² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	41
Fig. 29. Peso fresco aéreo (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	41
Fig. 30. Peso seco aéreo (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	42
Fig. 31. Peso fresco radical (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferré, Escuela Agrotécnica Salesiana).	42
Fig. 32. Peso seco radical (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	43
Fig. 33. Rendimiento (kg/ha) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	43
Fig. 34. N° de plantas (N°/m ²) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín).	44
Fig. 35. N° de espigas/m ² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín).	44
Fig. 36. Rendimiento de plantas de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín).	45
Fig. 37. N°/m ² de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	45
Fig. 38. N°/m ² de macollos de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	46
Fig. 39. Peso fresco (g/m ²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	46
Fig. 40. Peso seco (g/m ²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	47
Fig. 41. N°/m ² de espigas en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	47
Fig. 42. Peso fresco de espigas (g/m ²) de trigo en respuesta a los distintos	48

tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	
Fig. 43. Peso seco de espigas (g/m^2) en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	48
Fig. 44. Rendimiento (kg/ha) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana).	49
Fig. 45. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	49
Fig. 46. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	50
Fig. 47. Peso fresco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	50
Fig. 48. Peso seco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	51
Fig. 49. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	51
Fig. 50. Peso fresco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	52
Fig. 51. Peso seco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	52
Fig. 52. Rendimiento (kg/ha) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados y con agregado de curasemilla (Localidad: Junín).	53
Fig. 53. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	53
Fig. 54. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de macollos de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	54
Fig. 55. Peso fresco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	54
Fig. 56. Peso seco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados y con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	55
Fig. 57. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos	55

aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	
Fig. 58. Peso fresco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	56
Fig. 59. Peso seco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	56
Fig. 60. Rendimiento de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	57
Fig. 61. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	57
Fig. 62. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	58
Fig. 63. PF (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	58
Fig. 64. PS (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	59
Fig. 65. $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	59
Fig. 66. PF (g/m^2) de las espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	60
Fig. 67. PS (g/m^2) de las espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	60
Fig. 68. Rendimiento de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino).	61

RESUMEN

El abastecimiento de alimentos en el futuro dependerá de la capacidad de continuar mejorando el rendimiento y la productividad de los cultivos agrícolas y del desarrollo de variedades mejoradas de plantas que proporcionen alimentos de mejor calidad y productos naturales a más bajos costos. La propuesta de este trabajo es el desarrollo de una formulación a base de reguladores del crecimiento vegetal (fitohormonas) suplementada con micronutrientes, de aplicación sobre semillas (“priming”) para cultivos de maíz y trigo. Los ensayos realizados en el estadio de germinación y crecimiento temprano permitieron establecer una combinación hormonal para gramíneas compuesta de AIA, SA, GA₃, 6-BAP y Brs. La aplicación del mix hormonal aquí estudiado ha mejorado fundamentalmente algunos parámetros evaluados en condiciones controladas, principalmente en situaciones de estrés por escasez de agua y por acidez del suelo. Del análisis de los ensayos realizados a campo la aplicación del mix hormonal en distintas concentraciones, ha mejorado significativamente el rendimiento en maíz, siendo las dosis más efectivas 3 ml y 6 ml con el agregado del protector, mientras que en trigo no produjo efecto. En conclusión, el uso de tratamientos o “priming” de semillas con una fórmula a base de un pool de fitohormonas de aplicación exógena tiene un efecto benéfico sobre la germinación y el establecimiento de las plántulas, lo que podría resultar de gran utilidad especialmente cuando se parte de semillas con mayor tiempo de cosecha y almacenaje. Asimismo, la aplicación del mix hormonal provoca una mejora en algunos parámetros de crecimiento en situaciones de estrés, tanto por déficit hídrico como por acidez. Sin embargo, en condiciones a campo la aplicación de la mix hormonal no tuvo los efectos positivos esperados.

Palabras clave: Productividad, Fitohormonas, Cereales, Priming, estrés.

SUMMARY

Future supply of food will depend on the ability to continue with improvement of the yield and productivity of agricultural crops and development of improved plant varieties that provide better food quality and natural products at lower costs. The proposal of this work is the development of a formulation based on plant growth regulators (phytohormones) supplemented with micronutrients, for application on seeds ("priming") for corn and wheat crops. The tests performed in the germination and early growth stage allowed to establish a hormonal combination for grasses composed of AIA, SA, GA3, 6-BAP and Brs. The application of the hormonal mix studied here has fundamentally improved some parameters evaluated under controlled conditions, and mainly in situations of stress due to water deficit and soil acidity. From the analysis of the field trials, the application of the hormonal mix in different concentrations has improved significantly the yield in maize, being the most effective doses 3 ml and 6 ml with the addition of the protector, whereas in wheat no effect was observed. In conclusion, the use of seed priming treatments with a formula based on a phytohormone pool of exogenous application has a beneficial effect on germination and seedling establishment, which could be very useful especially in seeds with longer time of harvesting and storage. This strategy. Moreover, the hormonal mix application induces an improvement in growth parameters under stress condition, as water stress and acidity. However, under field conditions, the hormonal mix application don't have the expected positive effect .

Keywords: Yield, Phytohormones, Cereals, Priming, stress.

I. INTRODUCCIÓN

1. Las plantas y su entorno

Dado el incremento en la población mundial (actualmente de 6 mil 477 millones de habitantes y estimada en 8 mil y 9 mil 300 millones para los años 2025 y 2050, respectivamente (PRB (Population Reference Bureau) 2005), la producción de cultivos de granos tiene un papel preponderante en la actividad agrícola mundial. Por lo tanto, el abastecimiento en el futuro dependerá de la capacidad para mejorar el rendimiento y productividad de los cultivos agrícolas y desarrollar variedades mejoradas de plantas que proporcionen alimentos de mejor calidad y productos naturales a más bajos costos. Lo fundamental con vistas al futuro es que en la actualidad se realicen grandes esfuerzos para proteger, conservar y mejorar los recursos naturales necesarios para respaldar el incremento necesario de la producción de alimentos. Se espera que en la primera mitad del presente siglo la demanda mundial de alimentos aumente un 70 % y que, al mismo tiempo, los cultivos se empleen cada vez más para producir bioenergía y para otros fines industriales. La demanda nueva y tradicional ejercerá, por lo tanto, una presión creciente sobre los ya escasos recursos. La agricultura se verá forzada a competir por las tierras y el agua con los asentamientos urbanos, cada vez más numerosos pero además tendrá que servir en otros frentes importantes: deberá adaptarse al cambio climático y contribuir a la mitigación del mismo, ayudar a preservar los hábitats naturales y conservar la biodiversidad. Asimismo, el incremento de las zonas áridas y de la incidencia de los periodos de sequía asociados al cambio climático, junto a una creciente población mundial, suponen un impacto aún más negativo sobre la disponibilidad de dichos recursos. Estos hechos enfatizan la necesidad de desarrollar estrategias para adoptar la agricultura al cambiante panorama medioambiental. Además de cambios en las prácticas agronómicas, la mejora convencional o biotecnológica de los cultivos mediante selección de caracteres relacionados con la tolerancia a la sequía y al uso eficiente del agua, va a ser cada vez más necesaria. Por lo tanto, y en vista de que las opciones para expandir la frontera agrícola son limitadas, la mayor parte de los alimentos producidos tendrán que proceder del aumento del rendimiento.

Durante la denominada Revolución Verde, por ejemplo, usando técnicas tradicionales de autopolinización y polinización cruzada fue posible seleccionar especies vegetales de alta productividad, mejor crecimiento, valor nutricional, producción de semillas y frutos de mejor calidad que las variedades silvestres; con las cuales se revertió la deficiencia de alimentos que se presentó antes de los años 60 del siglo pasado (Vasil, 1998). No obstante, muchas de las variedades vegetales cultivadas a gran escala obtenidas por la Revolución Verde están cerca de sus límites biológicos y físicos de productividad, por lo que es difícil incrementar más su productividad por técnicas tradicionales de mejoramiento. El 90% del aumento que se necesita en la producción mundial de alimentos para abastecer el incremento

poblacional deberá lograrse, en consecuencia, mediante la intensificación de las prácticas agropecuarias y la obtención de mayores rendimientos, y será preciso hacerlo de forma sostenible.

El futuro de la agricultura y la capacidad del sistema alimentario mundial de garantizar la seguridad alimentaria para una creciente población mundial está asociado, generalmente, con una degradación de los recursos naturales cruciales para satisfacer dicho objetivo. El objetivo debe centrarse en frenar la sobreexplotación, la degradación y la contaminación, promover el incremento de la eficiencia y ampliar las capacidades productivas. Para ello es necesario que se generen regulaciones e incentivos para fomentar la participación de la población rural en los servicios ecosistémicos con soluciones beneficiosas para todas las partes involucradas, con vistas a mejorar la sostenibilidad de los ecosistemas, mitigar el cambio climático e incrementar los ingresos rurales (FAO, 2013).

En este contexto, el fitomejoramiento será cada vez importante para asegurar la adaptación de los cultivos a condiciones medioambientales más rigurosas. Las opciones de intensificación de la producción agrícola por medio de nuevos desarrollos tecnológicos que favorezcan la uniformidad en la germinación, la implantación y el crecimiento temprano de las plántulas, está dirigida a maximizar la producción sostenible de los cultivos, y también a obtener una mejor y más eficaz respuesta a los distintos factores ambientales (Leidwein, 2011).

Bajo condiciones naturales, rara vez (salvo algunas excepciones) se presentan condiciones ambientales óptimas, por lo que las plantas frecuentemente están sometidas a uno o varios factores ambientales adversos. Las plantas deben responder a estas variaciones de las condiciones ambientales a lo largo de toda su vida. Los cambios desfavorables en el ambiente, provocados por factores climáticos, edáficos y por la actividad del hombre (cambios en la intensidad y calidad de la luz, el contenido hídrico, la variación de la temperatura y los cambios osmóticos en el suelo), son algunos de los factores abióticos que las plantas monitorean de manera constante y afectan tanto al crecimiento como a la supervivencia (Apel y Hirt, 2004). Asimismo, el estrés biótico producido por organismos o microorganismos que atacan o infectan a la planta, ya sean insectos, hongos o bacterias patógenas junto con los factores abióticos afecta severamente su productividad y constituyen la principal causa de pérdidas en los cultivos. Estas pérdidas de productividad superan a veces, según cálculos estimativos, el 50% (Bray *et al.*, 2000).

Existen numerosos factores abióticos naturales causantes de estrés para las plantas. Entre ellos, el estrés hídrico y la salinidad son los más comunes, aunque también el estrés por altas o bajas temperaturas y el pH de los suelos. Las actividades del hombre han agravado esta problemática. Como resultado global, el 22 % de los suelos cultivados es salino (FAO, 2004) y las áreas sometidas a déficit hídrico se expanden continuamente (Burke *et al.*, 2006). Al estrés causado por estos factores hay que sumarle el motivado por las altas y bajas temperaturas, por la presencia de compuestos tóxicos en el suelo ya sean naturales o generados por el hombre, y el daño mecánico producido por cuestiones climáticas.

Generalmente, frente a una condición de estrés, se produce una reducción en el crecimiento de las plantas debido a efectos múltiples tales como la dificultad en la absorción de agua, la acumulación de

iones específicos en los tejidos que causan toxicidad, o la inhibición de ciertas enzimas por la elevada temperatura (Mittler, 2006). Desde el punto de vista fisiológico, los estadios de germinación y crecimiento de plántula son las etapas críticas en el establecimiento de una especie bajo condiciones naturales en estos ambientes.

Es notorio que la mayoría de los factores que causan estrés y amenazan la supervivencia, generan en las plantas una floración temprana que asegura la descendencia, aunque ésta sea escasa porque no se completa el ciclo de vida normal y por lo tanto no se acumulan los productos de la fotosíntesis necesarios para una buena productividad de semillas. De alguna forma y siguiendo mecanismos moleculares y fisiológicos complejos, escapan limitadamente al estrés, produciendo una menor descendencia. Para los cultivos de interés agronómico, esto implica en forma directa una pérdida en la productividad (Giacomelli *et al.*, 2008).

En la naturaleza, las distintas condiciones estresantes pueden darse en un mismo momento. Las plantas disparan vías de respuestas específicas para hacer frente al estrés; éstas vías en ocasiones se cruzan o interaccionan, resultando en respuestas sinérgicas o antagónicas. Las vías de respuesta a varios factores abióticos como por ejemplo frío, sequía y salinidad, están conectadas, existiendo un cruce e interacción sinérgica de genes y moléculas efectoras (Zhu, 2001; Mittler y Blumwald, 2010). En cambio, con respecto a la relación estrés abiótico/biótico, se considera que las vías de respuesta son generalmente antagónicas (Fujita *et al.*, 2006). Un ejemplo de efectos negativos de interacción de respuestas es el caso en el que un aumento sustancial de la temperatura puede afectar la resistencia a la infección por bacterias, virus y hongos (Sharma *et al.*, 2007). Sin embargo, existen ejemplos de interacciones positivas entre estrés biótico y abiótico. Un ejemplo es la sequía y la infección por nematodos en arroz; ambas condiciones tienen efectos negativos en el crecimiento de la planta de arroz, pero si ocurren simultáneamente los efectos son menores. Esto puede explicarse por el hecho de que las plantas infectadas por nematodos utilizan menos agua, reduciéndose el efecto negativo de la sequía (Atkinson y Urwin, 2012).

2. El estrés hídrico

Entre los factores abióticos, el estrés por déficit hídrico es considerado uno de los más relevantes, tanto desde una perspectiva ecológica como agronómica. Se ha calculado que un tercio de la superficie que potencialmente se podría cultivar en nuestro planeta recibe un aporte de agua insuficiente para el desarrollo vegetal, mientras que en el resto la falta de agua reduce los rendimientos agrícolas en mayor o menor medida.

Desde un punto de vista ecofisiológico, se ha definido al estrés hídrico como cualquier limitación al funcionamiento óptimo de una planta, impuesta por una disponibilidad de agua insuficiente (Medrano y Flexas, 2003). Desde un punto de vista fisiológico la palabra estrés remite a algún tipo de sufrimiento, una alteración del funcionamiento normal con consecuencias sobre el crecimiento o el desarrollo de la

planta (Salisbury y Ross, 2000). La falta de disponibilidad hídrica, que causa el estrés, puede deberse a un déficit hídrico edáfico o a una demanda evaporativa atmosférica excesiva, o a la interacción de ambos factores, aspecto, este último, que se enmarca en lo que se conoce simplemente como déficit hídrico. Una alta demanda evaporativa ocurre por ejemplo cuando aumenta en forma excesiva el déficit de presión de vapor de la atmósfera (Campbell y Norman, 1998).

La pérdida de agua por un dosel vegetal es un proceso inevitable considerando que las plantas utilizan la transpiración como mecanismo de enfriamiento. Por otra parte, la asimilación de CO₂ a través de los estomas da lugar a la pérdida de vapor de agua, por lo tanto, para mantener un adecuado ritmo de crecimiento las plantas normalmente pierden gran cantidad de agua con respecto al peso ganado de CO₂ (Benavidez-Mendoza, 2002).

El déficit de agua afecta rápidamente procesos que van desde la fotosíntesis hasta la respiración. El agua es un agente químico que imparte estructura y orden a las moléculas biológicas así como a las interacciones entre ellas (importancia biofísica), además de utilizarse como fuente de los pares electrón-protón indispensables para el mantenimiento del proceso fotosintético (importancia bioquímica). El bajo aporte de agua causa deshidratación que se asocia con degradación de las membranas celulares y de los organelas, desnaturalización de las proteínas, una disminución crítica en la síntesis de proteínas e incluso modificaciones en el ADN que originan mutaciones (Pugnaire *et al.*, 1994; Hsaio *et al.*, 1976).

La ocurrencia de sequías de diferente magnitud, intensidad y momento de ocurrencia es la causa principal de la variabilidad interanual de los rendimientos de cultivos de secano en la región pampeana argentina (Totis de Zeljkovich y Rebella *et al.*, 1980; Hall *et al.*, 1992). La consecuencia inmediata de un déficit hídrico sobre el cultivo es la pérdida de turgencia en sus tejidos. La disminución del agua edáfica y/o el aumento de la demanda evaporativa de la atmósfera disparan una serie de eventos, que comienzan con la disminución del potencial hídrico (Ψ) que se transmite a todos los órganos de la planta. La disminución del Ψ produce una pérdida concomitante de turgencia celular (Ψ_p). Continúa con la síntesis de ácido abscísico (ABA), y el bloqueo de la síntesis de citocininas en las raíces; y con un aumento del pH de la savia xilemática (Linchenthaler, 2003; Gollan *et al.*, 1992). Estos primeros eventos desencadenan otros, como por ejemplo la cavitación xilemática, la disminución del alargamiento celular en los órganos en crecimiento, lo que provoca una reducción de la superficie foliar, el cierre estomático, y la disminución de la fotosíntesis. Todo esto resulta en una menor tasa de crecimiento y menor tamaño final de los órganos que se encuentran creciendo activamente en el momento de ocurrencia del estrés. El efecto de las deficiencias hídricas sobre la producción del cultivo opera, en gran parte, a través de la reducción de la expansión de las hojas y, en consecuencia, de la eficiencia de captación de radiación, aunque sequías intensas afectan también su eficiencia fotosintética (Dardanelli *et al.*, 2003).

Las plantas presentan dos principales mecanismos de respuesta frente al déficit hídrico: la evitación o escape y la tolerancia (Touchette *et al.*, 2007). La evitación del estrés incluye el uso de ciclos de crecimiento muy rápidos o madurez temprana, permitiendo aprovechar los rápidos periodos de

disponibilidad de agua y evitando los periodos de sequía, ya que normalmente estas plantas carecen de verdaderos mecanismos para tolerar la deficiencia de agua. Por su parte la tolerancia al déficit hídrico incluye todas las estrategias que permiten el crecimiento y/o la supervivencia durante un evento de sequía más o menos largo. Entre las plantas tolerantes se encuentran aquellas que evitan la deshidratación utilizando mecanismos morfofisiológicos complejos como: hojas pequeñas y cerosas, estructuras que facilitan la colecta del rocío, distribución radical muy superficial para la captura del agua del rocío o bien raíces muy profundas (plantas freatofíticas), modificaciones de la arquitectura del dosel, cambios anatómicos en la epidermis como el tamaño y número de estomas, ubicación de los estomas en cavidades (ejemplo: Sorgo), cutículas gruesas y cerosas en combinación con tejidos suculentos, metabolismo CAM, etc. (Witowski y Lamont, 1991; Tilman, 1988)

Las plantas han desarrollado muchas estrategias para tolerar el déficit hídrico (Pugnaire *et al.* 1994):

1. Respuesta fisiológicas o de modulación, que se caracterizan por manifestarse como una modificación rápidamente reversible y con acción en el corto plazo (ejemplo: cierre estomático).
2. Respuestas de aclimatación, que involucran cambios no rápidamente reversibles o incluso irreversibles y con acción en el mediano plazo (ejemplo: ajustes osmóticos derivados de la acumulación de solutos, cambios en la elasticidad de la pared celular y algunos cambios morfológicos).
3. Adaptaciones, esto es, estrategias a largo plazo que incluyen patrones fijos (genéticamente dependientes) de reparto de biomasa, modificaciones anatómicas que se heredan entre generaciones, mecanismos fisiológicos complejos como el metabolismo CAM, crecimiento reducido para optimizar el uso del agua y la captura de energía, etc.

El déficit hídrico disminuye la fuente de asimilados no solo reduciendo la fotosíntesis de las partes verdes sino que repercute en las reservas del tallo acumuladas en pre-antesis. Se ha demostrado que cuando la asimilación de carbono se reduce debido al estrés hídrico durante el crecimiento de los tallos, su elongación también se reduce disminuyendo la cantidad de asimilados almacenables (Blum, 1998; Davidson y Chevalier, 1992).

El rendimiento en maíz es altamente dependiente de la disponibilidad hídrica durante la floración principalmente a través de sus efectos sobre el número de granos (Hall *et al.*, 1981; Westgate y Boyer, 1986; Shaw, 1988; Bassetti y Westgate, 1993; Otegui *et al.*, 1995). El número de granos logrados en el cultivo está directamente asociado con el consumo de agua durante esa etapa.

Deficiencias hídricas en etapas vegetativas tempranas reducen el crecimiento, pero si el cultivo tiene la posibilidad de recuperar área foliar una vez finalizado el estrés, y llega al período crítico de la floración con una buena cobertura del suelo, las disminuciones en el rendimiento serán leves o nulas

(Abrecht y Carberry, 1993; Andrade *et al.*, 1996). Si la cobertura no se recupera luego del estrés, el crecimiento del cultivo en el período crítico se verá afectado y el rendimiento en grano se reducirá.

3. Estrés ocasionado por suelos ácidos

El pH del suelo es considerado como una de las principales variables en los suelos, ya que controla muchos procesos químicos que en este tienen lugar. Afecta específicamente la disponibilidad de los nutrientes de las plantas, mediante el control de las formas químicas de los nutrientes (Wikipedia, 2016).

El rango de pH óptimo para la mayoría de las plantas oscila entre 5,5 y 7, sin embargo muchas plantas se han adaptado para crecer a valores de pH fuera de este rango (Wikipedia, 2016).

La acidificación es un proceso común de degradación de los suelos. Principalmente ocurre en suelos de regiones tropicales y subtropicales (Hulugalle, 1992; Eppinger y Fuge, 2009; Vendrame *et al.*, 2013) y en suelos de regiones altamente industrializadas debido a la lluvia ácida (Drever, 1997; Mather *et al.*, 2004). Bajo condiciones naturales, la acidificación se asocia con la lixiviación de bases intercambiables por el agua de infiltración (Dubiková *et al.*, 2002). En sistemas agrícolas, la acidificación puede estar dada por el uso de fertilizantes nitrogenados (Haynes & Mokolobate, 2001) o por la extracción de bases realizada por los cultivos (Zhang *et al.*, 2009).

Los suelos ácidos son deficientes en bases de intercambio y contienen altas concentraciones de sustancias fitotóxicas de aluminio, hierro y manganeso (Rice & Herman, 2012). A su vez, cuando la acidificación es pronunciada, se desencadenan procesos irreversibles como la desnaturalización de los filosilicatos (Zapata Hernández, 2004), la cual conduce a una mayor acidificación y además produce toxicidad, ya que se libera aluminio desde las estructuras cristalinas a la solución del suelo.

La gran importancia de la acidez del suelo radica en que puede reflejar la presencia de compuestos tóxicos como el Manganeso y Aluminio para las raíces de las plantas y, sobre todo, en que regula la solubilidad y la disponibilidad de los nutrientes minerales, así como la capacidad del suelo para almacenarlos (Ansorena, 1995).

4. Las fitohormonas

La manifestación de las respuestas de las plantas frente a condiciones ambientales adversas implica la puesta en marcha de una secuencia compleja de acciones (Azcon-Bieto & Talon, 2008). En primer lugar se produce la percepción por la planta del estímulo estresante, seguida del procesamiento de la señal de estrés percibida, que implica tanto su amplificación como su integración en la ruta o rutas de transmisión de la información, y finalmente tiene lugar la regulación de la expresión génica.

Las fitohormonas realizan una importante función en las rutas de transmisión intracelular de la señal del estrés. Son sustancias endógenas bioactivas presentes en las plantas, que controlan diversos procesos del desarrollo vegetal (Castillo *et al.*, 2005). Se producen en una región de la planta y normalmente se trasladan o no a otra región, donde participan en la regulación de las respuestas de crecimiento y desarrollo, actuando a muy baja concentración. En general, todas las partes de la planta en activo crecimiento son centros de producción hormonal. El grupo de fitohormonas incluye ácido abscísico (ABA), ácido indol-3-acético (AIA o auxina), citocininas, ácido giberélico (GA), etileno, ácido jasmónico (JA), ácido salicílico (SA) y brasinoesteroides (BRs). Colectivamente estos compuestos regulan cada aspecto de la vida de la planta, desde el patrón de formación durante el desarrollo hasta las respuestas a estrés biótico o abiótico. Se las llama reguladores del crecimiento de las plantas (PGRs), cuando son sintetizados químicamente.

Durante varias décadas se han desarrollado numerosos estudios para revelar el papel de cada fitohormona, cuyas funciones incluyen una variedad muy amplia de procesos fisiológicos. Se ha dilucidado el rol de las auxinas en procesos de crecimiento, floración, dominancia apical, crecimiento celular de los meristemas y formación de raíces en estaca leñosas; las giberelinas participan en la germinación de semillas e inducen la formación de flores y frutos; por su parte, las citocininas retardan la caída de la hoja y el envejecimiento e inducen la diferenciación celular y la formación de nuevos tejidos; mientras que el ácido abscísico es responsable del cierre de estomas cuando hay déficit hídrico o inhibe el crecimiento vegetal en momentos de crisis, produciendo una especie de letargo (McSteen y Zhao, 2008).

A medida que los reguladores de crecimiento fueron identificados comenzaron los estudios sobre sus efectos mucho antes de poder determinar sus concentraciones endógenas debido a limitaciones instrumentales actualmente superadas. Se encontró que los mismos desencadenan respuestas en muchas partes del vegetal, y que dichas respuestas varían con la especie, órgano que se estudie, estado de desarrollo, concentración e interacción hormonal y diversos factores ambientales. Por estos motivos resulta riesgoso generalizar acerca de los efectos de estos reguladores sobre los procesos de crecimiento (Periódico Innovak, 2010).

El complejo hormona-receptor o receptor activado constituye el primer eslabón de la cadena de transducción de señales, esta respuesta primaria inicia una serie de cambios, que integran una respuesta compleja que inducen a la respuesta fisiológica.

Generalmente, el tratamiento con algunas fitohormonas tales como auxinas, giberelinas, citocininas, y SA conducen a la regulación del metabolismo vegetal y consecuentemente de la performance de la planta, con incrementos en el crecimiento y en la producción (Hernández, 1997).

4.1. Auxinas

Las auxinas tienen influencia en casi todos los aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal, como también en algunas respuestas de defensa. Provocan el alargamiento de las hojas, incrementando la actividad fotosintética y activando la traslocación de carbohidratos durante su síntesis (Awan *et al.*, 1999; Ritenour *et al.*, 1996). La forma predominante en las plantas es el ácido indolacético (IAA).

Aunque las auxinas se encuentran en todos los tejidos de la planta, una mayor concentración ocurre en las regiones que están en crecimiento activo. La síntesis de IAA ocurre principalmente en meristemas apicales, hojas jóvenes y frutos en desarrollo (Jordán y Casaretto, 2006).

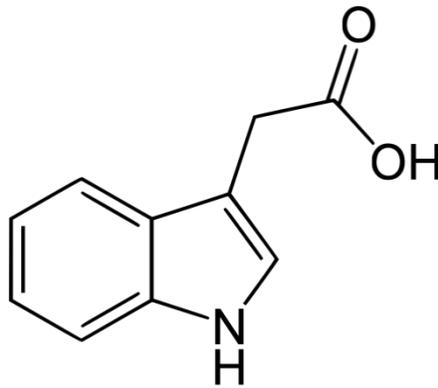


Figura 1: Molécula de ácido indolacético (IAA), forma predominante en las plantas.

Debido a que las auxinas influyen tanto la división, como el crecimiento y diferenciación celular, están involucradas en muchos procesos del desarrollo. Uno de los ensayos que caracterizan el efecto de auxinas en el desarrollo es la regulación del crecimiento radicular el cual es definido desde el desarrollo embrionario (Jenik y Barton 2005). Mientras las auxinas estimulan el crecimiento de los tallos y coleoptilos, inhiben el crecimiento de la raíz primaria, pero estimulan la formación de raíces secundarias. Las auxinas además promueven la biosíntesis de etileno que inhibe el crecimiento radicular.

Las auxinas también participan en la regulación de los tropismos. Estas respuestas se concretan con curvaturas, giros o inclinaciones que realizan los tallos y raíces hacia un estímulo (fototropismo), gravedad (geotropismo o gravitropismo), o de contacto (tigmotropismo) (Jordán y Casaretto, 2006).

Esta hormona es necesaria también para un adecuado desarrollo de flores y tienen un efecto general negativo sobre la abscisión de los órganos, retardando especialmente la caída de hojas, flores y frutos jóvenes (Pfluger y Zambryski 2004).

Tras el descubrimiento de la estructura del IAA, se han obtenido compuestos químicos estimulantes del crecimiento basados en auxinas naturales, como el ácido indol butírico (IBA), el ácido naftalenacético (NAA) y el ácido naftoxi-2-acético (NOA), que también resultaron activos. IBA fue clasificado inicialmente como una auxina sintética, pero es un compuesto endógeno de la planta, más

eficiente que IAA en promover formación de raíces laterales y es usado comercialmente con este propósito. Posteriormente, con el descubrimiento del 2,4- diclorofenoxiacético (2,4-D) se desarrollaron varios compuestos con actividad auxínica (el ácido 2-metoxi, 3,6-dicloro benzoico (dicamba), el ácido 2,4 diclorofenoxibutírico (2,4-DB), el ácido 2-metil, 4-cloro fenoxiacético (MCPA) y el ácido 2,4,5-triclorofenoxiacético (2,4,5-T)), todos con propiedades herbicidas cuando se emplean a concentraciones elevadas (Jordán y Casaretto, 2006).

4.2. Giberelinas

El descubrimiento de las giberelinas (GAs) se remonta a la época de los años 30, cuando científicos japoneses aislaron una sustancia promotora del crecimiento a partir de cultivos de hongos que parasitaban plantas de arroz causando la enfermedad del “bakanoe” o “subida de las plantas”. El compuesto activo se aisló del hongo *Gibberella fujikuroi* por Eichi Kurosawa en 1926 por lo que se denominó “giberelina”. Posteriormente, se logró descubrir que existían muchos compuestos naturales con estructuras similares al aislado en *Gibberella* presentes en las plantas y que derivaban en una secuencia de síntesis a partir del isopreno, denominada vía o ciclo de los terpenoides. Esta ruta es también precursora de varias otras hormonas promotoras y/o de función inhibitoria

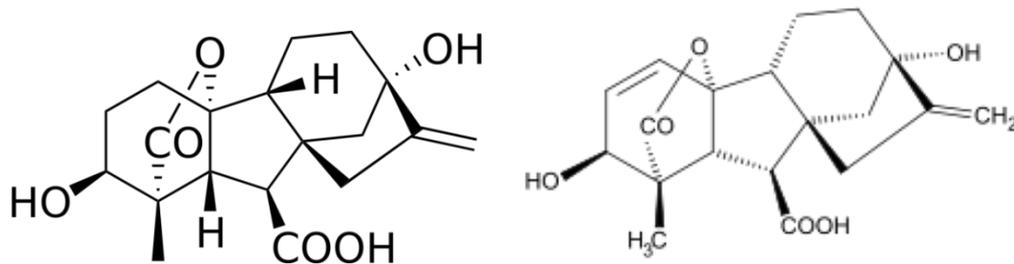


Figura 2: Estructura de dos formas activas de giberelinas, GA₁ y GA₃.

El efecto más notable de las GAs es inducir crecimiento en altura (estimulan fuertemente la división y elongación celular en la porción sub-apical de los tallos y también en el meristema intercalar). En el caso de plantas enanas, éstas sintetizan solo pequeñas cantidades de GA₁ (Jordán y Casaretto, 2006).

Las GAs promueven el desarrollo súbito de inflorescencias y la floración en muchas plantas, particularmente en aquellas de día largo (PDL). En asociación con fitocromos, cumplen un papel en la inducción de la floración (Yu *et al.*, 2004), inducen la germinación en semillas en condiciones de dormición (Peng y Harberd 2002) y están involucradas en la movilización de reservas en granos de cereales, induciendo la síntesis de α -amilasas y proteasas.

A nivel de la movilización de reservas en semillas al inicio del proceso de germinación causan la producción de α -amilasas y otras enzimas hidrolíticas en las células de la capa de aleurona dispuesta por debajo de la cubierta seminal, encima del endosperma y embrión contiguo. Con ello se produce un proceso degradativo en las células del endosperma una vez que el almidón se desdobra en sus azúcares simples que serán usados como fuente de energía por las células del embrión, ahora en desarrollo (Jordán y Casaretto, 2006).

Las GAs pueden reemplazar demandas específicas para florecer en plantas de día largo [PDL] (Gocal et al., 1999, King et al., 2003). Como otra parte de sus funciones, las GAs pueden promover el desarrollo del fruto después de ocurrida la polinización en varias especies. La aplicación de GA4 y GA7 estimula el desarrollo de manzanos y, en algunos casos como en cítricos, es posible demorar la senescencia para poder así mantener los frutos más tiempo en el árbol o si están cosechados, extender el periodo de su comercialización (García Martínez y Hedden, 1997).

4.3. Citocininas

Las citocininas regulan varios aspectos del crecimiento vegetal, incluyendo la división celular, dominancia apical, movilización de nutrientes, senescencia foliar, diferenciación vascular, desarrollo fotomorfogénico y producción de antocianinas (Mok y Mok, 2001; Davies, 2004). También pueden incrementar la resistencia de plantas a distintos tipos de estrés, como la salinidad y altas temperaturas (Barciszewski *et al.*, 2000).

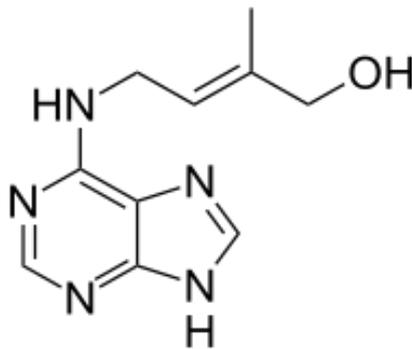


Figura 3: Zeatina, una citocinina natural

Las citocininas se sintetizan en cualquier tejido vegetal: tallos, raíces, hojas, flores, frutos o semillas, aunque es en las raíces donde se producen las mayores cantidades de estas hormonas. Regularmente, hay mayor producción de citocininas en sitios y momentos en los que haya iniciado un proceso de diferenciación celular y/o una intensa división celular, sea porque se requiere para inducir el proceso y/o porque las nuevas células formadas sintetizan mayores cantidades de esta hormona. Así,

cualquier tejido o etapa de la planta que no presente actividad de crecimiento activo, estará produciendo pocas citocininas en sus partes terminales (puntos de crecimiento).

Las citocininas se encuentran tanto en el apoplasto como en el simplasto, de manera que se asume la existencia de transportadores específicos a este nivel (Kakimoto, 2003b)

El principal efecto fisiológico es la promoción de la división celular. La aplicación de citocininas estimula la progresión del ciclo celular. En primer lugar, a nivel de la fase G1, citocininas más otras hormonas (auxinas) inducen la acumulación de ciclinas y por tanto promueven un nuevo ciclo celular (Smith y Atkins, 2002). Citocininas también estimularían la entrada a la fase M, probablemente por activación de una fosfatasa.

Las citocininas causan una dominancia apical reducida o anulada, con brotación y crecimiento de yemas axilares. Pueden iniciar brotes adventicios en porciones de las hojas, venas y pecíolos intactos (Howell *et al.*, 2003). Son las hormonas claves para inducir la formación de novo de brotes en diversos explantes *in vitro* (hojas, raíces, medula, cotiledones). Junto a auxinas, promueven la producción de tejidos no organizados denominados callos, de los cuales es también posible inducir la formación de brotes y/o raíces (Skoog y Miller, 1965). Otra expresión de la acción de citocininas *in vitro* es la obtención de individuos haploides derivados de microsporas (polen) los cuales en presencia de niveles adecuados de citocininas y auxinas, de manera que de una célula, inicialmente con función de reproductiva (microspora), se organiza alternativamente un embrión gametofítico conducentes a la formación de un individuo con la mitad de la dotación cromosomal. Este fenómeno se denomina androgénesis y deriva en la formación de plantas genéticamente idénticas al genotipo del polen del cual proceden (plantas hijas del polen); las cuales son de invaluable utilidad en programas de mejoramiento genético.

Otro de los efectos de las citocininas es retardar la senescencia de las hojas, provocando que las hojas permanezcan más tiempo verdes por mayor contenido de clorofila y funcionales. Las citocininas permiten el desarrollo de cloroplastos (con formación de granas) en oscuridad, reemplazando parcialmente la demanda de luz. Una mayor permanencia de clorofilas activas implica para la hoja y la planta la conservación de la síntesis de proteínas. La presencia de citocininas provoca un efecto “sumidero” (sink) en el transporte de varias “materias primas” (por ejemplo aminoácidos) hacia los tejidos donde se encuentra la hormona y donde estos recursos serán usados para la síntesis de nuevas proteínas (Jordán y Casaretto, 2006).

4.4. Ácido salicílico

El ácido salicílico (SA) es muy conocido gracias al extenso uso clínico de la aspirina o ácido acetilsalicílico. El nombre de ácido salicílico proviene de *Salix*, el árbol cuyas hojas y corteza tradicionalmente se utilizaban como cura para el dolor y fiebre, y de donde Johann Buchner en 1828 aisló la salicina. El ácido salicílico forma parte de un amplio grupo de compuestos sintetizados en plantas

denominados fenólicos, los cuales poseen en su estructura química un grupo hidroxilo unido a un anillo aromático (Fig. 4).

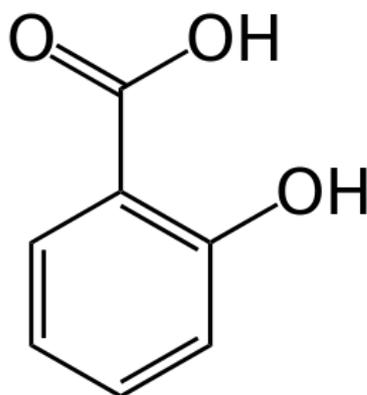


Figura 4: Molécula de ácido salicílico.

Los compuestos fenólicos participan en muchas funciones metabólicas en plantas, como son la síntesis de lignina, actividad alelopática, y en algunos casos en la biosíntesis de compuestos relacionados a la defensa como las fitoalexinas. El SA participa en procesos como la germinación de semillas, crecimiento celular, respiración, cierre de estomas, expresión de genes asociados a senescencia, repuesta a estrés abiótico y de forma esencial en la termogénesis, así como en la resistencia a enfermedades (Raskin, 1992; Métraux y Raskin, 1993; Humphreys y Chapple, 2002; Vlot *et al.*, 2009).

Su concentración se eleva cuando las células, órganos o plantas completas son sometidas a la acción de alguna clase de estrés sea este biótico o abiótico. En esas situaciones el ácido salicílico participa en forma importante en la cascada de señalización que da lugar a las respuestas de adaptación en ambientes extremos, a la expresión de los sistemas de control del daño oxidativo así como a la inducción de la resistencia sistémica adquirida en el caso de patogénesis (Alonso-Yáñez, 2004).

El SA es mejor conocido por su rol central en la respuesta de defensa de las plantas; sin embargo, se ha demostrado que el SA cumple un rol muy importante en las respuestas a altas temperaturas y en el incremento de la germinación de semillas de *A. thaliana* bajo condiciones de estrés (Rajjou *et al.*, 2006). Entre los efectos que causa el ácido salicílico en el desarrollo de los vegetales se tiene: inhibición de la germinación o del crecimiento de la raíz y coleóptilo, inducción de la floración e inhibición de la misma (Saxena y Rashid, 1980), provoca cierre de estomas y reducción de la transpiración (Larqué-Saavedra, 1975, Larqué-Saavedra, 1978; Larqué-Saavedra, 1979; De León y Larqué-Saavedra, 1979; Trejo, 1981), mantiene turgente los estomas y pulvinolos (Saeedi, 1984) y altera la permeabilidad de los tilacoides (Bell, 1981).

El SA se considera como un regulador de crecimiento, puesto que recientemente se ha encontrado que conjuntamente con el ácido jasmónico, regulan la biosíntesis de otros metabolitos secundarios (Bennet y Wallsgrove, 1994).

En relación a la raíz, se conoce que el SA actúa sinérgicamente con auxinas, promoviendo el enraizamiento de fríjol *Phaseolus vulgaris* (Basu *et al.*, 1969).

4.5. Brasinoesteroides

Los brasinoesteroides (BRs) son moléculas polihidroxiladas de estructura esteroidal que actúan como potentes reguladores del crecimiento vegetal, provocando el aumento del rendimiento de las cosechas y confiriendo resistencia a las plantas contra factores medioambientales adversos. Entre ellos se encuentra la brasinólida (Fig. 5), la cual se considera la más activa de este grupo y fue el primer brasinoesteroide natural aislado en 1979 a partir de granos de polen de nabo *Brassica napus* (Riveros, 2010).

Estas hormonas tienen efectos pleiotrópicos como son: estimulación del alargamiento celular y de la dediferenciación de protoplastos, regeneración de la pared celular, regulación de la diferenciación de elementos traqueales e incremento de la biomasa y del rendimiento (Sasse, 1997).

En términos generales se puede afirmar que los brasinoesteroides se encuentran en mayores cantidades en tejidos jóvenes y que en ellos pueden expresar efectos más notables, en comparación con tejido adulto (Román *et al.*, 2001).

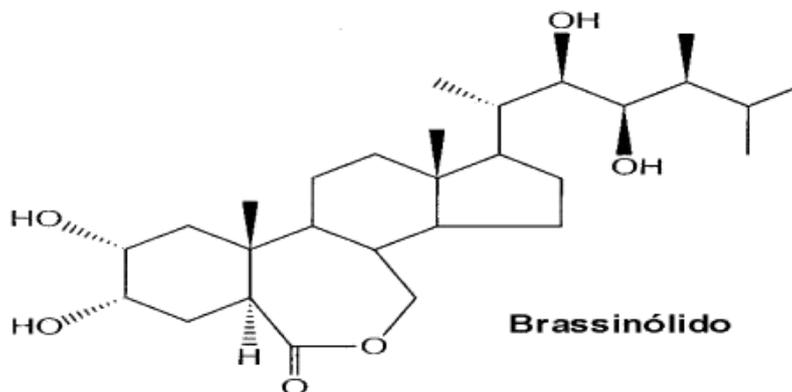


Figura 5: Molécula de brasinólido.

Los efectos fisiológicos de los BRs son crecimiento por elongación de epicótilos, hipocótilos y pedúnculos en dicotiledóneas, mientras que en monocotiledóneas se expresa en coleótilos y mesocótilos. Otros efectos de crecimiento relacionados corresponden a la reorientación transversal de microtúbulos, producción de metabolitos secundarios, crecimiento del tubo polínico, inclinación y enrollamiento de las hojas. Básicamente, en ausencia de IAA, los BRs pueden inducir además crecimiento por división celular y elongación vinculando también el mecanismo de extrusión de protones, aunque se postulan mecanismos de activación diferentes a las atribuidas a auxinas y citocininas

(Gaudinova *et al.*, 1995). En forma sinérgica con auxina, BRs promueven un incremento de la curvatura gravitrópica en maíz (Kim *et al.*, 2000), inducen la proliferación de callo *in vitro* y la inducción de raíces adventicias.

Junto a la gama de respuestas celulares y morfológicas atribuidas exclusivamente a los BRs, también se han encontrado respuestas frente a fenómenos de estrés biótico y abiótico. Entre ellos se ha encontrado mayor resistencia de cultivos a heladas, calor, sequía, sales; una mayor tolerancia a herbicidas y a enfermedades. También en algunas variedades de sorgo, se mejora la condición y tolerancia de plántulas frente al estrés osmótico (Vardhini y Rao, 2003). Se ha informado ampliamente el efecto protector de los BRs ante distintos tipos de estrés como altas y bajas temperaturas (Dhaubhadel *et al.*, 2002), sequía y salinidad (Anuradha *et al.*, 2001; Anuradha *et al.*, 2003). Además, disminuyen los efectos del estrés causado por la falta de nutrientes y por exceso de metales pesados y también incrementan la resistencia a herbicidas y a agentes patógenos (Clouse y Sasse, 1998).

Varios efectos promotores en cultivos han sido descritos sobre la aplicación de BRs y varias patentes sobre su empleo han sido registradas. Se ha citado un aumento del peso fresco en trigo y racimos de uva, incremento del tamaño en plantas de soja y maíz. En lo que respecta a la propagación vegetativa de algunos cultivos comerciales, se ha indicado también que BRs pueden aumentar el porcentaje de estacas enraizadas e incrementar la viabilidad de éstas, en particular en estacas de *Picea abies* y en patrones de injerto de manzana (Pullman *et al.*, 2003). Igualmente, Bieberach *et al.* (2000) indican a través del uso de dos BRs sintéticos se ha podido mejorar la eficiencia en la micropropagación de algunos cultivos.

5. Efectos de la aplicación exógena de distintas fitohormonas

Diferentes estrategias se han adoptado para maximizar, mejorar o uniformar el desarrollo de las plántulas en estas condiciones. Una de ellas es la obtención de genotipos tolerantes a salinidad y/o sequía, ya sea a través de métodos convencionales o bien mediante ingeniería genética. No obstante, estos intentos de mejorar la tolerancia de los cultivos a diferentes condiciones estresantes consumen mucho tiempo y dinero, son laboriosos y dependen de la variabilidad genética existente o de la compatibilidad (Lamz-Piedra *et al.*, 2013)

En la actualidad existe una tendencia mundial hacia una agricultura sostenible minimizando el uso de productos químicos (Fertilizantes y agroquímicos) que desequilibran el medio ambiente, además de causar directamente daños a la salud animal y humana (Febles *et al.*, 2001). Según Pomares *et al.* (2008) son muchos los productos naturales usados que han potenciado el manejo ecológico de los agroecosistemas, entre los que se citan los bioplaguicidas, los biofertilizantes y los bioestimulantes.

Cussianovich (2001) plantea que en los últimos tiempos son muchos los bioestimulantes y biofertilizantes orgánicos que permiten a las plantas superar las situaciones de estrés a las condiciones adversas del medio, favoreciendo el crecimiento y desarrollo, así como el rendimiento, disminuyendo

de esta forma el uso de sustancias químicas. Según lo planteado por Nuñez *et al.* (2010) los bioestimulantes actúan en diferentes órganos, momentos y estadios de los cultivos. De hecho, la utilización de productos que ejercen funciones bioestimuladoras de crecimiento, a la vez constituyen la base de la fertilidad del suelo y su papel capital presenta un triple aspecto físico, químico y biológico.

Cuando estas sustancias se aplican a diferentes cultivos, son capaces de aumentar los rendimientos, mejorar la resistencia al frío, reducen los daños por la aplicación de productos fitotóxicos y mejora la tolerancia a la salinidad y sequía (Nuñez, 1994; Nuñez, 1998).

Otras estrategias utilizadas para afrontar y superar estas dificultades incluyen diversas prácticas de inoculación con microorganismos benéficos (hongos y bacterias) (Cassán *et al.*, 2012, Solans *et al.*, 2011). En este sentido, en el Laboratorio de Fisiología Vegetal dirigido por la Dra. Virginia Luna (UNRC) se han obtenido resultados muy interesantes realizando inoculaciones con bacterias promotoras del crecimiento vegetal, que mediante la síntesis de fitohormonas han estimulado significativamente el crecimiento de las plantas (Boiero *et al.*, 2007; Perrig *et al.*, 2007; Cassán *et al.*, 2009).

Bajo condiciones estresantes, una germinación rápida y uniforme de los cultivos, particularmente aquellos anuales, es necesaria para lograr mejorar la calidad y el potencial de rendimiento (Pirasteh-Anosheh *et al.*, 2014). Una importante estrategia para incrementar el rendimiento de los cultivos bajo distintas condiciones de estrés es la revitalización de las semillas. El establecimiento de las plántulas es mejorado por el “priming” de las semillas en muchas especies. El “priming” es definido como pre-tratamiento de las semillas en soluciones que permiten su imbibición para mejorar la primera etapa de la germinación (Heydecker *et al.*, 1973). Bajo algunas condiciones ambientales estresantes, la germinación de las semillas y el crecimiento y desarrollo de las plántulas puede sufrir una fuerte inhibición, la cual podría estar relacionada con una disminución en los niveles endógenos de fitohormonas. La aplicación exógena de estas fitohormonas puede ayudar en plantas que no tienen la habilidad de mantener niveles óptimos de estos reguladores, sobre todo frente a situaciones de estrés, aliviando los efectos adversos del estrés y también mejorando la germinación, crecimiento, desarrollo y la calidad de la semilla (Ashraf y Foolad, 2005). Las fitohormonas pueden ser aplicados como un spray foliar, a través de las raíces o como pre-tratamiento de la semilla. El priming de las semillas con diferentes fitohormonas (ác. salicílico (SA), auxinas (IAA, IBA, NAA)), giberelinas (GA), kinetina, ácido abscísico (ABA), poliaminas (PAs), etileno, brasinolida (BR) se denomina “Hormo-priming” (Pirasteh-Anosheh *et al.*, 2016).

Por lo tanto, una propuesta alternativa, es la aplicación de fitohormonas o “hormo-priming” en las semillas en el momento previo a la germinación, con el objeto de aportar “refuerzos” al joven embrión que reinicia su crecimiento. De esta manera se podría estimular la uniformidad en la germinación, la energía y poder germinativo, la formación de raíces, una mayor incorporación de nutrientes, logrando el establecimiento de plantas saludables y eficientes capaces de expresar la potencialidad de su fondo genético y que a su vez puedan mostrar una respuesta más rápida y positiva a los cambios ambientales (Santner *et al.*, 2009; Javid *et al.*, 2011).

Por otra parte, el desarrollo de las plantas está gobernado por procesos fisiológicos y metabólicos que dependen en gran medida de la disponibilidad de nutrientes; la aplicación de fitohormonas podría a su vez ayudar o complementar el aporte de la inoculación biológica, que generalmente está acompañada de protectores a base de concentrados de carbohidratos. En este sentido, se ha comprobado que suplementos exógenos de glucosa sobre plántulas en estadio de post-germinación, tienen un efecto estimulante sobre el crecimiento de la raíz y el tallo; es probable, que este efecto sea consecuencia de la interrelación entre los azúcares y las vías de señalización de GAs y citocininas, además de su conocida función trófica. En particular, alteraciones en la disponibilidad de azúcares solubles intervienen en la regulación de diversos procesos, y muchos de estos procesos son también regulados por las fitohormonas. Cinco de los ejemplos más interesantes y de mejor conocimiento de los procesos regulados a través de las interacciones o cross-talk entre los azúcares y las fitohormonas son la embriogénesis, la germinación de las semillas, el desarrollo temprano de las plántulas, la tuberización, y la regulación de la α -amilasa.

Otros efectos de la aplicación exógena de distintas fitohormonas han sido registrados. Lee *et al.*, (1999) informaron que la aplicación de GA₃ incrementa la longitud de tallos y el número de flores por planta. Kabar (1990) encontró que la GA₃ acelera el desarrollo de yemas y la elongación de tallos, obteniendo mejores resultados cuando se aplicaba combinada con kinetina (citocinina artificial) en varias especies. En plántulas de *Arabidopsis* la aplicación exógena de GA₃ fue capaz de revertir el efecto inhibitorio de distintos tipos de estrés, como salinidad (150mM NaCl), estrés oxidativo (tratamiento con paraquat) y altas temperaturas (50 °C) en la germinación y en el establecimiento de las plántulas. Este efecto fue acompañado por el incremento de los niveles de SA (Alonso-Ramirez *et al.*, 2009).

Mathew y Rayan (1995) y Hanada *et al.* (1994) informaron que los parámetros de crecimiento y rendimiento de arroz se incrementaron significativamente en respuesta a la aplicación de citocinina exógena. Adicionalmente, las citocininas mejoraron la expansión celular en soja (Makarova *et al.*, 1988). También se ha informado que la kinetina en combinación con GA₃ mejora la germinación y el crecimiento de las plántulas de garbanzo (Kaur *et al.*, 1998).

6. El cultivo de trigo. Origen, características e importancia

El trigo es uno de los tres cereales más producidos a nivel mundial, junto al maíz y el arroz. La palabra trigo proviene del latín *Triticum* cuyo significado es quebrado, triturado o trillado y hace referencia al proceso que se debe realizar para separar el grano de trigo de su cascarilla.

El trigo tiene sus orígenes en la antigua Mesopotamia. Se han encontrado evidencias del cultivo de trigo en Siria, Jordania, Turquía e Iraq; existiendo hallazgos de restos carbonizados de trigo almidonero (*Triticum dicoccoides*) y huellas de granos en barro cocido en Jarmo (Irak septentrional) que datan del año 6700 a.c.

El trigo se introdujo en el Río de la Plata con la llegada de Sebastián Gaboto en 1527. La primera siembra del cultivo se realizó en el fuerte Sancti Spiritu, al margen del río Carcarañá, en la provincia de Santa Fe.

Recién a comienzos del siglo XX se inició formalmente el mejoramiento de los trigos a nivel nacional. Entre los pioneros deben incluirse el Ing. Agr. Enrique Klein quien en el año 1919 se radica en la Argentina donde inicia los trabajos de mejoramiento en la localidad de Plá (Provincia de Buenos Aires) y funda el Criadero KLEIN. Otro pionero del desarrollo de trigo en Argentina es el Ing. Agr. José Buck, quien en el año 1930, comienza su propio programa de mejoramiento genético y funda el criadero BUCK.

El Dr. Norman Borlaug logra identificar en los años 50 materiales de trigo japoneses de baja estatura derivados del cultivar Norin 10, los cuales se cruzan con variedades comerciales mexicanas, obteniendo a inicios de los años 60 los primeros materiales comerciales semi-enanos. Nacen así los primeros trigos comerciales que incorporan genes de enanismo, reduciendo la altura de planta y evitando el vuelco.

En la actualidad más del 95% de las variedades comerciales de trigo que se ofrecen en Argentina tienen alguno de los genes de enanismo que el Dr. Borlaug incorporó a los trigos mexicanos a inicios de los años 60.

El trigo pertenece a la división Magnoliophyta, clase Liliopsida, orden Poales, familia Gramíneas (Poáceas), subfamilia Festucoideae, tribu Triticaceae (Hordeae), género *Triticum*. Este comprende alrededor de 30 tipos de trigo que tienen suficientes diferencias genéticas como para ser consideradas especies distintas o subespecies (Mac Key, 2005).

Desde un punto de vista morfológico la planta de trigo se caracteriza por presentar un sistema radical compuesto por raíces primarias o seminales y raíces principales o coronarias que nacen del nudo que une el mesocótilo con el coleotile. El sistema aéreo está compuesto por tallos y finalizan en la inflorescencia final (espiga). Los tallos están formados por nudos y entrenudos. Los nudos son zonas meristemáticas a partir de las cuales se alargan los entrenudos y se diferencian las hojas, ya que cada nudo es el punto de unión de una hoja. Las hojas se disponen alternas y en dos filas a lo largo del tallo. Cada hoja tiene una zona inferior que envuelve al entrenudo (vainas) y una zona superior llamada lámina la cual es larga y angosta. En la unión entre la lámina y la vaina se encuentra una pequeña membrana no vascular, denominada lígula. A cada lado de ésta se encuentran dos estipulas pequeñas y vellosas, conocidas como aurículas (fundamentales para diferenciar las distintas especies de cereales en estadios vegetativos).

La inflorescencia del trigo es la espiga, y su unidad morfológica básica es la espiguilla. La planta de trigo es una planta autógama y cleistógama. La semilla es parte de un fruto llamado cariopse, en el cual las paredes del ovario (pericarpio) y la testa, están estrechamente unidas siendo inseparables (Sánchez, 2008).

7. El cultivo de maíz Origen, características e importancia

El maíz fue una de las primeras plantas cultivadas por los agricultores hace entre 7 000 y 10 000 años. La mayoría de los historiadores creen que el origen geográfico del maíz y su domesticación se localiza en los valles de Tehuacán (Puebla) y Oaxaca, en la denominada Mesa Central de México a una altitud de 2500 metros.

El maíz (*Zea mays* L.) es una especie perteneciente a la familia de las gramíneas que no se encuentra en estado silvestre, siendo su origen un problema aún no resuelto por los botánicos. Los individuos de esta especie son incapaces de sobrevivir en condiciones naturales por no poseer mecanismos adecuados para la dispersión de sus semillas, las que al germinar, por permanecer unidas al marlo (el cual es un producto de la domesticación) producen plantas que compiten severamente entre sí, lo que les impide producir nuevas semillas. Según Galinat (1988) el maíz deriva del teosinte y del turcicum; fue domesticado en un período comprendido entre 7.000 y 10.000 años atrás en el sur de México (Goodman, 1988). Su cultivo se expandió por América con anterioridad a la colonización europea (Mangelsdorf, 1974).

El maíz es un cereal originario de América, cuya importancia en la alimentación humana ha permitido el desarrollo de culturas como el imperio Incaico, así como de los Mayas y los Aztecas. Se puede considerar al maíz como la base de la alimentación de las culturas americanas. Posteriormente, con el descubrimiento de América, este cereal fue difundido a los demás continentes. Actualmente, su cultivo se extiende en América, desde el sur de Canadá hasta la provincia de Chubut en Argentina (Serratos-Hernández, 2009).

Se considera que alrededor del año 1000 DC la planta de maíz comenzó a ser desarrollada por agricultores-mejoradores siguiendo un proceso de selección en el cual conservaban las semillas de las mazorcas más deseables para sembrar en la próxima estación. Esta forma de selección de las mazorcas más grandes todavía es usada por los agricultores en México para mantener la pureza deseada de las razas de maíz; en las alturas de México Central esto es aún un rito motivo de ceremonias religiosas anuales (Paliwal *et al.*, 2001)

El maíz pertenece a la división Magnoliophyta, clase Liliopsida, orden Poales, familia Gramíneas (Poáceas), género *Zea*, especie *Zea mays*. Es una gramínea anual, C4, diclina-monoica, con una panoja masculina terminal y una o más espigas (generalmente una) femeninas axilares. Estas últimas son cilíndricas cubiertas por brácteas herbáceas (chala), por debajo de ellas están los granos (Arenas y Barros, 2013).

El fruto está formado por un pericarpio delgado y seco que representa un 5% del peso total del mismo, el cual está adherido a la semilla constituida por el embrión o germen 12% y el endosperma amiláceo que es la mayor parte del grano con el 82% y contiene las reservas de proteínas y de hidratos de carbono.

Se trata de una especie diploide, que consta de diez pares de cromosomas ($2n=2x=10$). Se reproduce por semillas resultantes de la fecundación cruzada de óvulos dispuestos en una inflorescencia femenina (espiga), generalmente única y ubicada en posición axial, por granos de polen producidos en una inflorescencia masculina (panoja) ubicada en la porción apical del tallo. La polinización es anemófila y el porcentaje de autofecundación en condiciones naturales es muy reducido. La separación en la misma planta de estructuras florales de distinto sexo permite la aplicación de una variada gama de métodos de mejoramiento y producción de semilla.

Hipótesis

El uso de **tratamientos o “priming” de semillas** con una fórmula a base de un “pool” de fitohormonas para aplicación exógena sobre semilla tendría un efecto benéfico sobre la germinación y el establecimiento de las plántulas, y por ende mejoraría el rendimiento de los cultivos, en particular trigo y maíz. Esta práctica podría resultar de gran utilidad especialmente cuando se parte de semillas con mayor tiempo de cosecha y almacenaje.

Objetivo General:

Desarrollar una formulación a base de reguladores del crecimiento vegetal (fitohormonas) suplementada con micronutrientes, de aplicación sobre semillas (“priming”) para cultivos de maíz y trigo.

Objetivos específicos:

- a)** Evaluar distintas dosis de los fitorreguladores (auxinas, citocininas, GA₃, SA y epibrasinólido) de forma independiente sobre la germinación (tomando como parámetros la Energía germinativa (EG) y el Poder germinativo (PG)) de los cultivos mencionados, en cámara de crecimiento con condiciones controladas.
- b)** Seleccionar las dosis más efectivas de cada una de las fitohormonas (resultantes de los ensayos anteriores) y combinarlas en una fórmula única evaluando la germinación (EG y PG) en trigo y maíz en cámara de crecimiento con condiciones controladas.
- c)** Ensayar la fórmula única obtenida en cámara de crecimiento y evaluar parámetros de crecimiento temprano (PF aéreo y radical y PS aéreo y radical) y pigmentos fotosintéticos en plántulas de trigo y maíz.
- d)** Evaluar la fórmula resultante sobre los parámetros de crecimiento (mencionados en c), pero con el agregado del protector bacteriano utilizado habitualmente por la empresa Rizobacter Argentina S.A., como vehículo del pool de hormonas.
- e)** Evaluar la fórmula resultante sobre los parámetros de crecimiento, pero con el agregado del protector bacteriano más el inoculante provisto por la empresa (fórmula + protector + inoculante).

f) Ensayar la fórmula en los cultivos de trigo y maíz en condiciones de campo a distintas dosificaciones y evaluar distintos parámetros de crecimiento y el rendimiento final (materia seca, número de granos, peso de mil semillas).

II. MATERIALES Y METODOS

1. Material Vegetal

Se utilizaron semillas de maíz (*Zea Mays*) de alto grado de pureza y un valor cultural adecuado, de variedad DK 747 de la marca Dekalb (Compañía Monsanto). Esta variedad de ciclo completo incorpora las tecnologías RR2 de tolerancia al herbicida Glifosato y MG resistente al ataque de insectos.

Con respecto al trigo (*Triticum aestivum*), se utilizó la variedad Klein Yará de alto grado de pureza de la marca Klein (Compañía Klein). Todas las semillas utilizadas en los ensayos fueron provistas por la Empresa Rizobacter S.A.

2. Preparación de las soluciones para los mix hormonales

Se prepararon soluciones de concentración 10^{-2} , 10^{-4} , 10^{-6} y 10^{-8} de cada una de las siguientes fitohormonas partiendo de los estándares puros: ácido giberélico (GA_3), ácido indol-3-acético (AIA), citocininas (6-BAP (6-benzil-aminopurina)), ácido salicílico (SA) y un brasinoesteroide (epibrasinólido) para luego realizar los mix hormonales.

3. Determinación de la energía y el poder germinativo

Los ensayos de Energía germinativa (EG) y el Poder germinativo (PG) se realizaron durante los años 2013 y 2014. Para establecer las concentraciones fisiológicamente activas para cada una de las fitohormonas, se evaluó de forma independiente el efecto de cada una de ellas sobre la germinación, analizando la EG y el PG. Se consideró como concentración fisiológicamente activa aquella que provocó una promoción de los parámetros de crecimiento estudiados para cada especie. Para ello, se aplicó 300 μ l de la solución de cada compuesto por separado cada 50 g de semilla.

Para determinar la EG y el PG, luego de la aplicación de la solución de fitohormonas, 100 semillas fueron colocadas en bandejas plásticas de 30 x 20 x 5 cm (largo x ancho x profundidad) con doble capa de papel absorbente como soporte, embebido con el doble de volumen del peso del papel en agua destilada (pH = 6). Las bandejas se cubrieron con bolsas de polietileno transparentes, generando una cámara de aire en su interior (para preservar la humedad introducida en el sistema) y fueron ubicadas en cámara de crecimiento con condiciones controladas de humedad, temperatura y ciclo de alternancia luz/oscuridad (16 h luz a 28° C/8 h oscuridad a 20° C, HR 60%).

Se evaluó la cantidad de semillas germinadas en dos tiempos de acuerdo a las especificaciones ISTA para cada una de las especies. La primera lectura determina el valor de *Energía Germinativa* (4 días para maíz y trigo) donde las semillas germinadas fueron contabilizadas y devueltas a la cámara para su posterior evaluación. Se consideraron germinadas a todas las semillas que presentaron una emisión

de radícula mayor a 0,5 cm. El valor fue expresado como un porcentaje tomando como 100 % la cantidad de semillas colocadas al inicio del ensayo. La segunda lectura corresponde al valor de *Poder Germinativo* (7 días para maíz, 8 días para trigo), donde las semillas solo se consideraron germinadas cuando reflejaron fenotípicamente las características propias de la especie. El valor fue expresado como un porcentaje, tomando como valor máximo la cantidad de semillas colocadas en la bandeja al inicio del ensayo.

Una vez seleccionadas las dosis más efectivas de cada una de las fitohormonas (resultantes de las pruebas realizadas con las distintas dosis en los ensayos anteriores), se combinaron en una fórmula única y fue evaluado nuevamente la EG y el PG en trigo y maíz, como se detalló anteriormente.

4. Crecimiento de plántulas en condiciones control y de estrés

Se evaluó el crecimiento de las plántulas en condiciones control y en condiciones de estrés hídrico y estrés por pH (pH= 5) con la aplicación de la mezcla de las soluciones de fitohormonas que produjeron un efecto sobre el PG de los cultivos y aparición temprana de radícula. Estas condiciones de estrés fueron sugeridas por la Empresa Rizobacter Argentina S.A. en el protocolo de trabajo firmado con la UNRC.

Para probar el efecto de la fórmula seleccionada en el crecimiento temprano se desarrollaron experimentos en cuatro réplicas que consistían vasos de 300 cm³ con 5 semillas/pote, conteniendo una mezcla de perlita/vermiculita (1:1) en cámara de crecimiento (Fig. 6) con condiciones controladas de humedad, temperatura y ciclo de alternancia luz/oscuridad (16 hs luz a 28° C/8 hs oscuridad a 20° C, HR 60%). Los vasos fueron colocados en respectivas bandejas por tratamiento e irrigados con soluciones de Hoagland al 25% durante todo el ciclo de cultivo, que finalizó al determinar el fin del estadio de plántula (en gramíneas: V3, cuando es visible el cuello de la tercera hoja). Se evaluaron los siguientes parámetros fisiológicos: crecimiento temprano (PF y PS aéreo y radicular) y contenido de clorofilas.

Posteriormente, se repitió el ensayo anterior utilizando como soporte suelo estéril en lugar de perlita/vermiculita. Se sembraron trigo y maíz en vasos para evaluar estrés por pH y estrés hídrico tomando como referencia un control o testigo.



Figura 6: Fotografía del ensayo en cámara de crecimiento.

Se preparó el mix hormonal tomando 1,5 ml de cada una de las fitohormonas (6-BAP, AIA, Epibrasinolido, GA3 y SA) para formar el preparado. Una vez ya listo el preparado, previa agitación para homogeneizar la mezcla, se extrajo del mismo 1,2 ml para luego inocular las semillas de trigo y maíz. A los dos días de la siembra se regaron los tratamientos con solución Hoagland 25 % a razón de 200 ml por vaso.

Para la condición de estrés hídrico se regó con 100 ml de Hoagland 25% cada 3 días, mientras que los controles se mantuvieron con un régimen de riego de 200 ml de Hoagland 25% cada 3 días. Para el tratamiento de estrés por pH, se llevó la solución de Hoagland a pH = 5 con el agregado de ácido acético para generar la condición de acidez (6 gotas en los 200 ml).

A los 5, 7, 9, 12, 14 días posteriores a la siembra se volvió a repetir el procedimiento en las soluciones aplicadas. A los 16 días después de siembra se procedió a cosechar las plántulas determinando los diferentes parámetros de crecimiento. El PS fue obtenido luego de 48 hs de secado del material en estufa a 70 °C.

Para el cálculo del volumen radical se cortó la parte aérea de las plántulas al ras del suelo y con cuidado se extrajo la raíz, la cual se lavó con agua destilada y se midió volumen radical (VR) mediante el volumen de agua desplazada en una probeta de 100 mL (Wu *et al.*, 2005).

El contenido de clorofilas totales fue medido en el 3° par de hojas mediante la utilización de un clorofilómetro (Hansatech CL-O1, Hansatech Instruments Ltd).

5. Ensayos a Campo

Los ensayos a campo fueron llevados a cabo durante las campañas 2013-2014 en cultivo de maíz y trigo en los sitios agrícolas de la provincia de Buenos Aires que se detallan en la Fig 7. Las características de los suelos y condiciones climáticas en cada una de las localidades y establecimientos se detallan en las Figs. 8 y 9. Para la realización de estos ensayos se contó con la colaboración de personal técnico de la Empresa Rizobacter Argentina S.A. que fueron los encargados de realizar la siembra de los ensayos.

Para trigo se utilizó un sistema de siembra directa en parcelas cuya medida fue de 6 m de largo por 7 surcos distanciados a 0,21 m entre sí. La densidad de siembra fue de 90 semillas/m. Se utilizó un diseño de bloques completamente aleatorizados con 3 repeticiones por tratamiento.

Para maíz se utilizó un sistema de siembra directa en parcelas cuya medida fue de 6 m de largo por 7 surcos distanciados a 0,21 m entre sí. La densidad de siembra fue de 5 semillas/m. Se utilizó también un diseño de bloques completamente aleatorizados con 3 repeticiones por tratamiento.

	ENSAYO 1	ENSAYO 2	ENSAYO 3	ENSAYO 4	ENSAYO 5	ENSAYO 6
LOCALIDAD	Ferre	Junín	Junín	Ferre	Pergamino	Pergamino
ESTABLECIMIENTO	Esc. Agroecnica Salesiana	Alasia	Campo Experimental de Junin	Esc. Agroecnica Salesiana	E. E. A. Inta Pergamino	E. E. A. Inta Pergamino
SIEMBRA	7/10/2013	11/10/2013	20/6/2013	15/6/2013	19/7/2013	25/7/2013
COSECHA	25/3/2014	1/4/2014	6/12/2013	4/12/2013	5/12/2013	5/12/2013
CULTIVO	Maíz	Maíz	Trigo	Trigo	Trigo	Trigo
VARIEDAD	DK 747 VT 3P	DK 747 VT 3P	Klein Yarara	Klein Yarara	Klein Rayo	Klein Rayo
ANTECESOR	Trigo/Soja	Soja	Soja	Trigo/Soja	Cebada/Soja	Cebada/Soja
FERTILIZACION	70 Kg/Ha de DAP	70 Kg/Ha de DAP	80 Kg/Ha de DAP + 150 Kg/Ha Urea	80 Kg/Ha de DAP + 180 Kg/Ha Urea	80 Kg/Ha de DAP + 150 Kg/Ha Urea	80 Kg/Ha de DAP + 150 Kg/Ha Urea
CURASEMILLA	Acceleron	Acceleron	Ninguno	Compinche	Compinche	Ninguno
MODALIDAD	3 repeticiones	3 repeticiones	3 repeticiones	3 repeticiones	3 repeticiones	3 repeticiones

Figura 7: Datos de los ensayos realizados a campo por localidad y establecimiento para los cultivos de maíz y trigo.

	ENSAYO 1	ENSAYO 2	ENSAYO 3	ENSAYO 4	ENSAYO 5	ENSAYO 6
LOCALIDAD	Ferre	Junín	Junín	Ferre	Pergamino	Pergamino
CULTIVO	Maíz	Maíz	Trigo	Trigo	Trigo	Trigo
pH (1:2,5)	5.5	5.7	5.5	5.7	5.3	5.3
N-NO3 (ppm)	13.1	13.5	6.6	6.3	7.3	7.3
P BRAY I (ppm)	8.8	3.5	2	21.8	10	10
M. ORGANICA (%)	2.6	2.6	2.5	3	2.5	2.5
N TOTAL (%)	0.127	0.127	0.124	0.147	0.127	0.127
CARBONO (%)	1.5	1.5	1.43	1.7	1.47	1.47

Figura 8: Análisis de suelo de cada uno de los establecimientos donde se realizó la siembra.

ENSAYO 1: LOCALIDAD FERRE												
CULTIVO MAIZ												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	21.9	20.3	20	19.7	15.6	13.8	16.3	21	20.7	24.8	19.9	21
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	144	60	148	73	101	43	3	4	68	105	220	101
ENSAYO 2: LOCALIDAD JUNIN												
CULTIVO MAIZ												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	22.1	22.5	20.8	20.2	14.4	13.1	16	22.1	20.7	23.9	19.7	21.7
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	186.2	77	75	104	182.8	12.8	57	7	89.5	196.5	231	120.7
ENSAYO 3: LOCALIDAD JUNIN												
CULTIVO TRIGO												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	22.7	19.6	18.1	17.3	12.6	10.5	10.1	10.3	13	16.5	20.9	26.4
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	28	84	279.3	219.7	126	18	40.2	0	22.1	58	157	61.3
ENSAYO 4: LOCALIDAD FERRE												
CULTIVO TRIGO												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	22.8	21.4	17.7	16.6	12.6	9.8	10.1	10.3	13.9	16.5	20.3	24.4
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	9	68	85	83	90	23	22	0	28	59	153	36
ENSAYO 5: LOCALIDAD PERGAMINO												
CULTIVO TRIGO												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	21.3	20.5	20.3	19.9	15.9	14.1	10.9	13.1	14	15	19.1	21.9
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	234	60	89	98	108	17	54	184	36	17	109	38
ENSAYO 6: LOCALIDAD PERGAMINO												
CULTIVO TRIGO												
	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
TEMP. MEDIAS MENSUALES (C°)	23.1	21	16.9	16.1	11.9	9.9	9.1	9.9	13.1	16.7	20.3	25.3
PRECIPITACION MENSUAL (mm)	28	148	131	58	53	7	36	10	32	75	172	20.4

Figura 9: Datos climáticos para cada una de los establecimientos utilizados en los ensayos a campo.

Se aplicaron las distintas combinaciones del mix hormonal (previamente definidas en el Laboratorio de Fisiología Vegetal de la UNRC) más un protector e inóculo. Además, se utilizó, como tratamiento adicional, productos comerciales de la Empresa Rizobacter Argentina S.A.; en este caso, el producto seleccionado para comparar sus efectos con el mix hormonal fue el Rizofos Liq (biofertilizante). Rizofos Liq es un biofertilizante que impacta favorablemente sobre la nutrición de las plantas, asegurando, de esta forma, un mejor crecimiento y desarrollo. Se caracteriza por incrementar la disponibilidad del fósforo del suelo, mineralizando la fracción orgánica y solubilizando la fracción

inorgánica; mejorar la eficiencia de uso de los fertilizantes fosforados y producir fitohormonas (auxinas, giberelinas, citoquininas) que actúan como factores de crecimiento que potencian el desarrollo radical del cultivo. Por otra parte, está formulado en un soporte estéril líquido que contiene *Pseudomonas fluorescens*, con una concentración bacteriana que garantiza la acción del producto.

En trigo, fueron utilizados el terapéutico de semillas Difenoconazole + Metalaxil (Compinche) y un Protector Bacteriano (Premax R). Compinche es un fungicida para uso en semillas de trigo cuyos principios activos está compuesto de Difenoconazole 9,2 % + Metalaxil - M 2,3 %. Está especialmente diseñado para el control de enfermedades que afectan al cultivo durante todo su periodo de implantación como Damping off (*Rhizoctonia sp.* y *fusarium sp.*), Mancha amarilla (*Drechslera tritici-repentis*), Carbón Cubierto (*Tilletia tritici*); Carbón Volador (*Ustilago tritici*). Premax R es un protector bacteriano que adhiere, protege y nutre a las bacterias aumentando la supervivencia de las mismas sobre las semillas tratadas.

Al final del ciclo, coincidente con el estado de madurez fisiológica de cultivo, se evaluaron distintos parámetros de crecimiento y rendimiento para cada cultivo (estos parámetros fueron analizados sobre una superficie de muestreo de 1 m²) como se detalla a continuación:

Cultivo de maíz (Localidades Junín y Ferré)

Tratamientos aplicados

- Testigo
- Biofertilizante (Rizofos Liq maíz) + Protector Bacteriano (Premax R)
- 6 mL Mix + 7 mL H₂O = 13 mL finales
- 6 mL Mix + 2 mL Protector + 5 mL H₂O = 13 mL finales
- 6 mL Mix + 2 mL Protector + 5 mL Inoc. = 13 mL finales
- 6 mL Mix + 2 mL Protector + 2,5 mL Inoc. + 2,5 mL H₂O = 13 mL finales
- 3 mL Mix + 2 mL Protector + 5 mL Inoc. + 3 mL H₂O = 13 mL finales

Parámetros de crecimiento analizados

- N° de plantas
- N° de espigas
- PF/ PS parte aérea
- PF/PS radicular
- Rendimiento

Cultivo de trigo (Localidades Junín, Ferré y Pergamino)

Tratamientos aplicados

- Testigo
- Biofertilizante (Rizofos Liq trigo) + Protector Bacteriano (Premax R)
- Difenconazole 9,2 % + Metalaxil - M 2,3 % (Compinche)
- 6 ml Mix + 10 ml Agua/ 1 kg de semilla
- 6 ml Mix + 2 ml de protector + 8 ml Agua/ 1 kg de semilla
- 6 ml Mix + 2 ml de prot. + 8 ml Inoculante/ 1 kg de semilla
- 6 ml Mix + 2 ml de prot. + 4 ml Inoc. + 4 ml Agua/ 1 kg de semilla
- 3 ml Mix + 2 ml de prot. + 8 ml Inoc. + 3 ml Agua/ 1 kg de semilla

Parámetros de crecimiento analizados

- Nº de plantas
- Nº de macollos
- PF/ PS macollos
- Nº de espigas
- PF/PS espigas
- Rendimiento

Todos los datos disponibles de los ensayos realizados a campo fueron provistos por personal de la Empresa Rizobacter S.A. para su análisis.

6. Análisis estadístico

Como las unidades experimentales sujetas a los distintos tratamientos fueron seleccionadas al azar, el diseño adecuado para realizar el análisis de los datos es un Arreglo Factorial sobre un Diseño de Bloques Completamente al Azar. Para realizar el análisis de los datos se utilizó el software estadístico InfoStat Versión Estudiantil (Universidad Nacional de Córdoba). Primero se verificaron los supuestos necesarios para el análisis paramétrico (Normalidad y Homogeneidad de Varianzas). En los casos en que se verificaron estos supuestos se realizó un ANOVA, y en los casos que no se verificaron se utilizó el test no paramétrico de Kruskal-Wallis. En caso de detectar diferencias significativas luego del análisis paramétrico, se utilizó el test a posteriori de Bonferroni.

III. RESULTADOS

1. Evaluación de Energía Germinativa en maíz y trigo

Tabla 1: Energía germinativa (%) de maíz y trigo con aplicación de las distintas fitohormonas.

Cultivos Hormonas a diferentes concentraciones	Maíz	Trigo
Control	36%	98%
AIA 10 -4	50%	99%. Longitud levemente mayor del coleoptile que en el control.
AIA 10 -6	35%	100%. Similar que en el control. 3 semillas imperfectas.
GA3 10 -4	31%	100%. Menor altura que GA3 [-5] pero más pareja.
GA3 10 -5	35%	98%. Elongación del coleoptile muy pareja.
GA3 10 -6	32%	99%. Similar que en GA3 [-4], 3 semillas imperfectas.
SA 10 -6	54%	100%. Verde claro, altura del coleoptile pareja. 2 semillas imperfectas.
SA 10 -8	32%	100%. Se observan algunas plantas de gran longitud, pero las restantes de escaso desarrollo.
6-BAP 10 -6	37%	100%. Coleoptile de gran desarrollo, blanquecinos, la hoja no sale, altura similar a SA [-8]

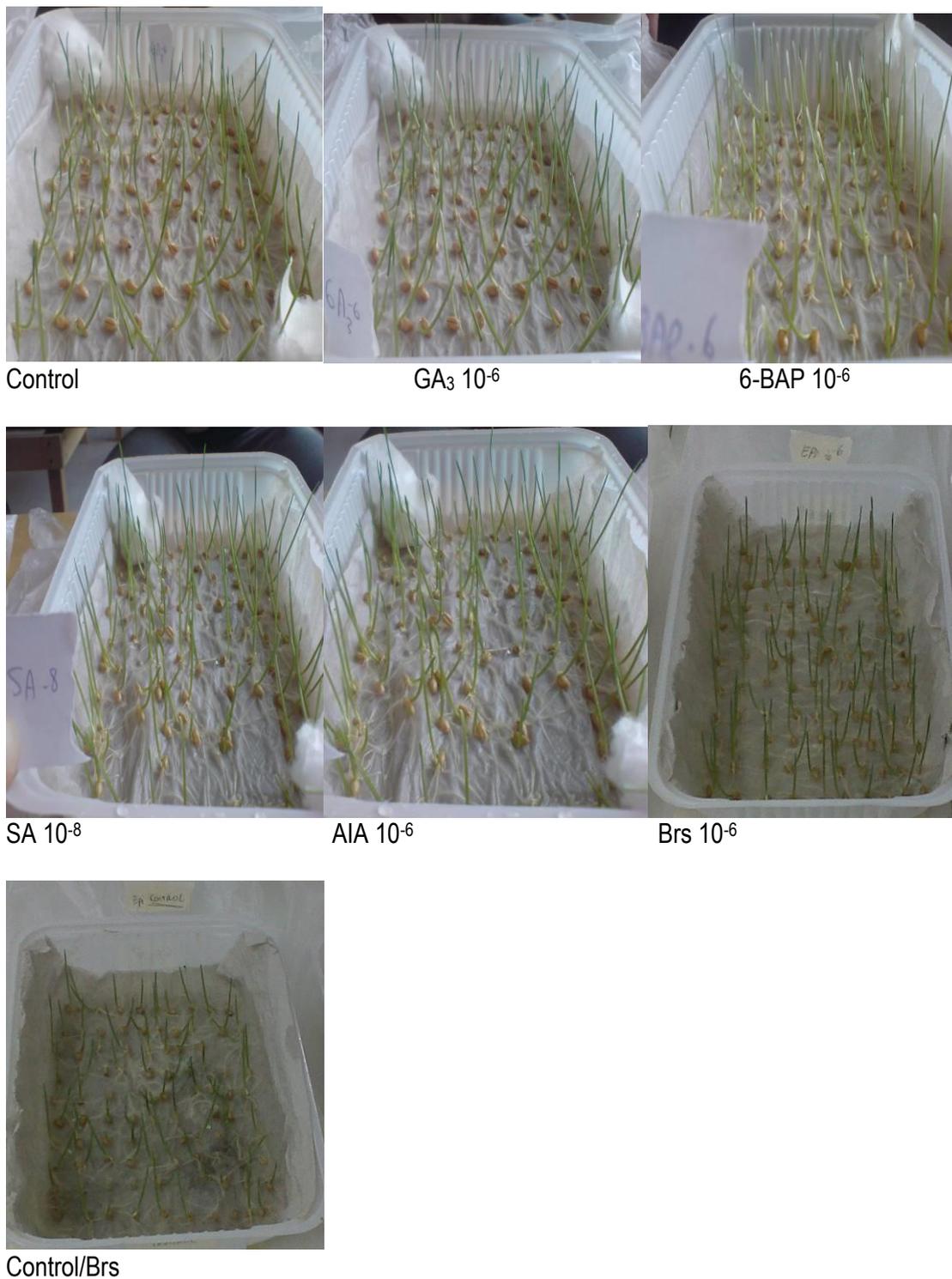


Figura 11: Fotografías de la germinación de trigo con los distintos tratamientos de fitohormonas.

2. Análisis de la EG y PG en maíz

El cultivo respondió en forma diferente a los tratamientos con las distintas fitohormonas. Se produjo un incremento en el PG con aplicación de GA₃ 10⁻⁶ con respecto al control. Por otra parte, se observó

mayor crecimiento de la radícula y aparición temprana del coleóptile en los tratamientos con 6-BAP 10^{-6} , GA₃ 10^{-6} , SA 10^{-8} , AIA 10^{-6} y Brs 10^{-6} .

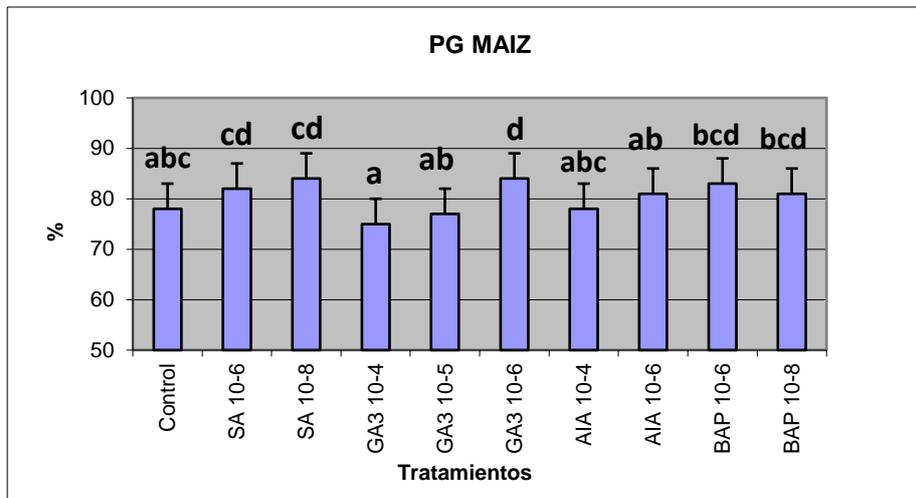


Figura 12: PG de maíz con aplicación de las distintas fitohormonas (n = 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

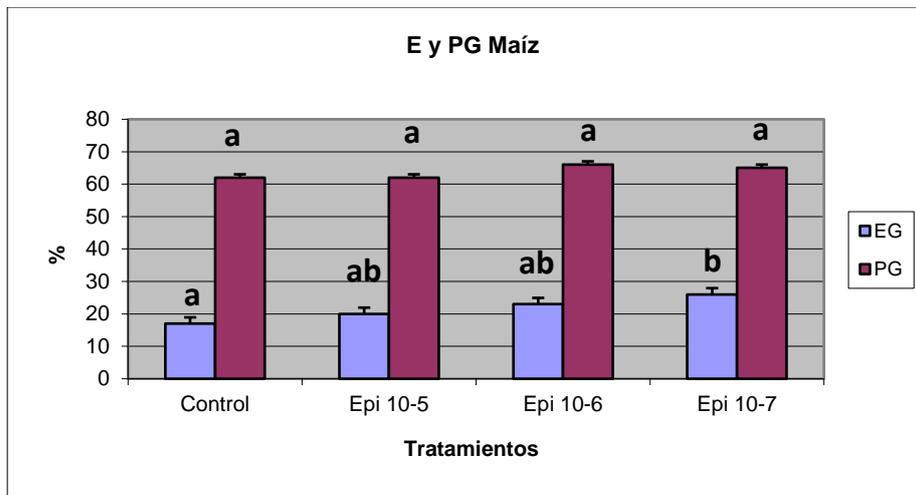


Figura 13: EG y PG de maíz con aplicación epibrasinólido en distintas concentraciones (n = 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Cuando se analizaron los resultados de EG y PG con la aplicación de epibrasinólido se encontró que el tratamiento Epi 10^{-7} provocó un incremento significativo en la EG en relación al control (Figura 13).

3. Crecimiento temprano para maíz

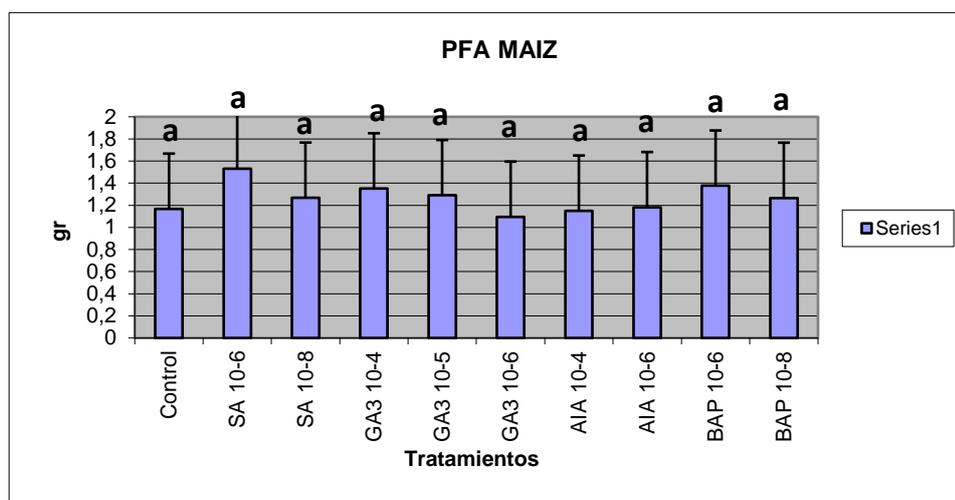


Figura 14: Peso fresco de parte aérea para maíz con aplicación de las distintas fitohormonas (n = 7). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Cuando se analizaron los datos de peso fresco aéreo para maíz no se encontraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos analizados (Figura 14).

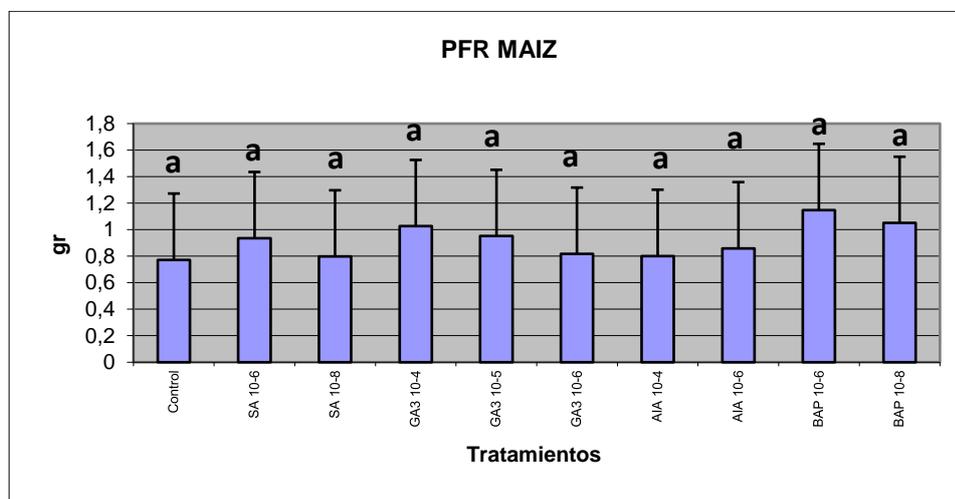


Figura 15: Peso fresco de raíces para maíz con aplicación de las distintas fitohormonas (n = 8). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

De manera similar, cuando se analizaron los datos de peso fresco radical para maíz no se encontraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos analizados. (Figura 15)

4. Análisis de la EG, PG y crecimiento temprano en trigo

Cuando se analizaron los datos de PG para trigo no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos hormonales y el control (Figura 16).

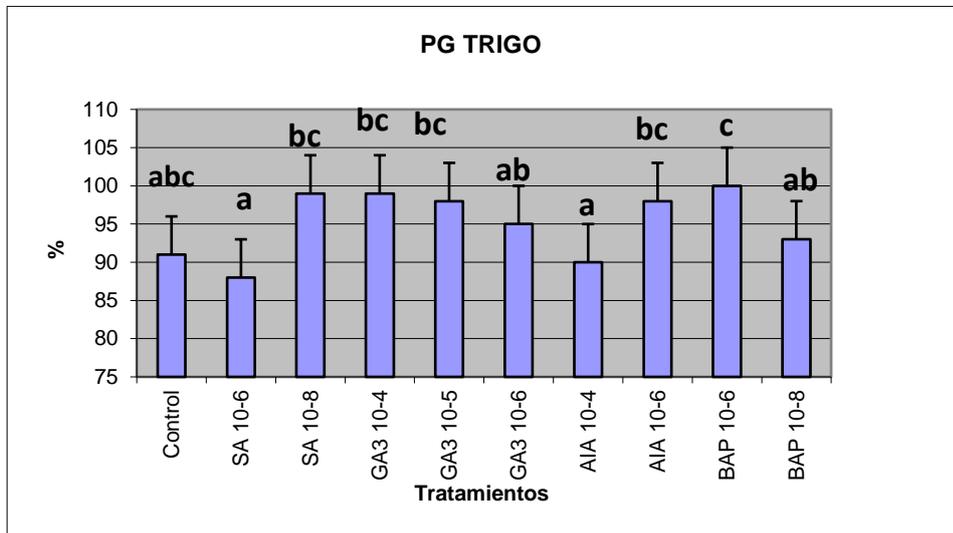


Figura 16: Poder germinativo de trigo con aplicación de las distintas fitohormonas (n = 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

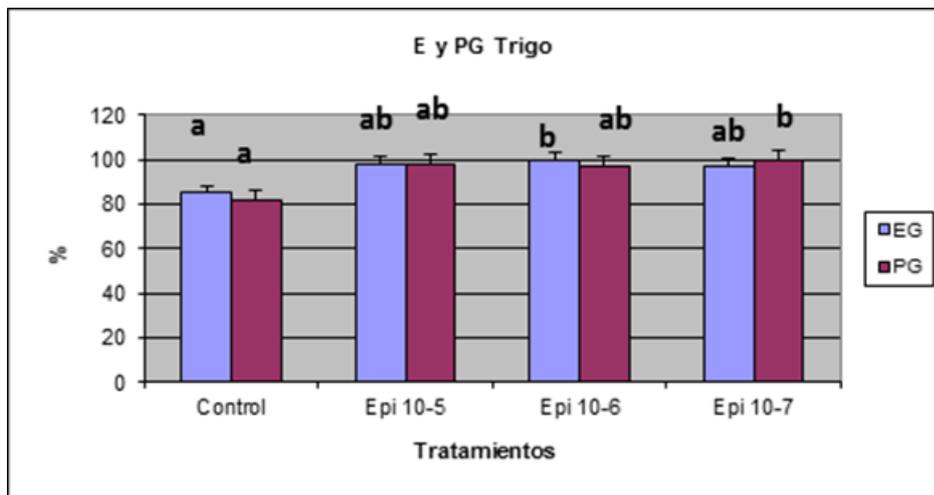


Figura 17: EG y PG de trigo con aplicación epibrasinólido en distintas concentraciones (n = 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Cuando se analizaron los resultados de EG y PG con la aplicación de epibrasinólido se encontró que el tratamiento Epi 10^{-6} provocó un incremento significativo en la EG en relación al control y el tratamiento Epi 10^{-7} un incremento significativo del PG también en relación al control (Figura 17).

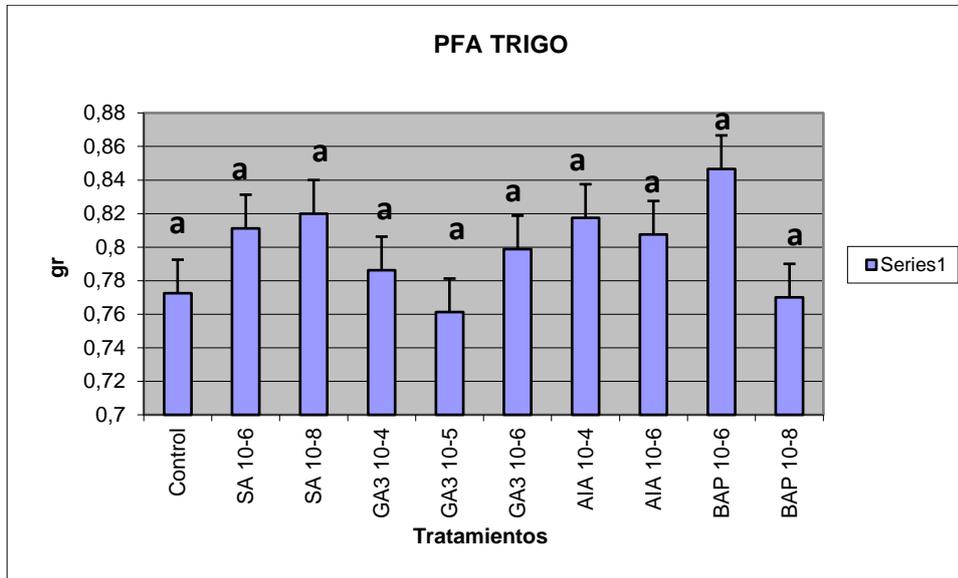


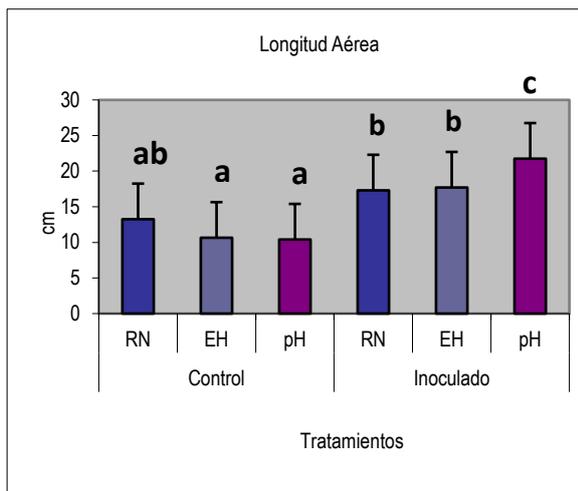
Figura 18: Peso Fresco aéreo para trigo con aplicación de las distintas fitohormonas (n = 8). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

En relación al PFA para trigo no se encontraron efectos significativos de los distintos tratamientos (Figura 18).

5. Crecimiento de plántulas en condiciones control y de estrés

Las plantas frecuentemente están sometidas a uno o varios factores ambientales adversos. En este estudio se evaluó el crecimiento de las plántulas de maíz y trigo en condiciones control y en condiciones de estrés hídrico y estrés por pH (pH= 5) con la aplicación de la mezcla de las soluciones de fitohormonas que produjeron un efecto sobre el PG de los cultivos.

A



B

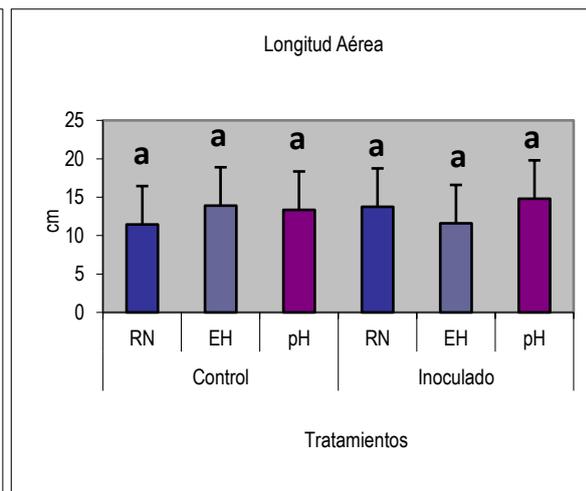
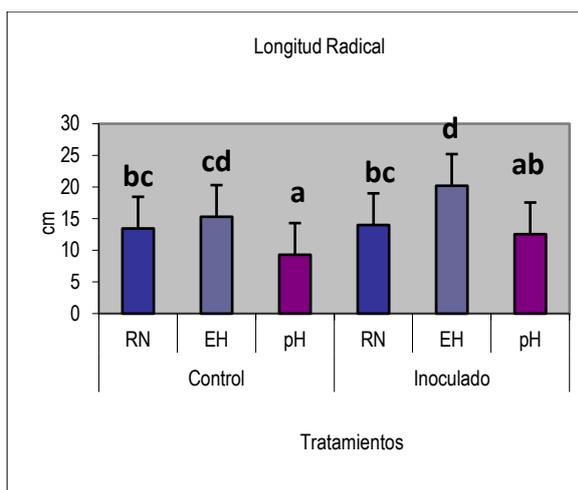


Figura 19: Altura total en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

La mix hormonal tuvo un efecto positivo sobre la longitud de la parte aérea en maíz en el tratamiento por estrés hídrico y por pH, provocando un incremento significativo sobre sus controles. En las plántulas de trigo no hubo diferencias significativas en ninguno de los tratamientos analizados (Fig. 19).

La longitud radical para plántulas de maíz no mostró incrementos significativos en plántulas tratadas en relación al control. Mientras que en trigo fue notablemente incrementada en todos los tratamientos con la mix destacándose principalmente en situaciones de estrés hídrico (Fig. 20).

A



B

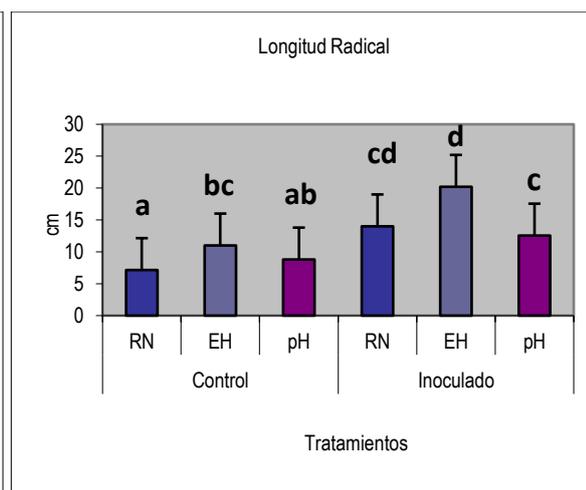


Figura 20: Longitud radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Por otra parte, el PF aéreo fue sustancialmente incrementado en los tratamientos con estrés hídrico y estrés por pH con la aplicación de la mezcla de fitohormonas en plántulas de maíz, mientras que en las plántulas de trigo la aplicación de hormonas no modificó éste parámetro (Fig. 21).

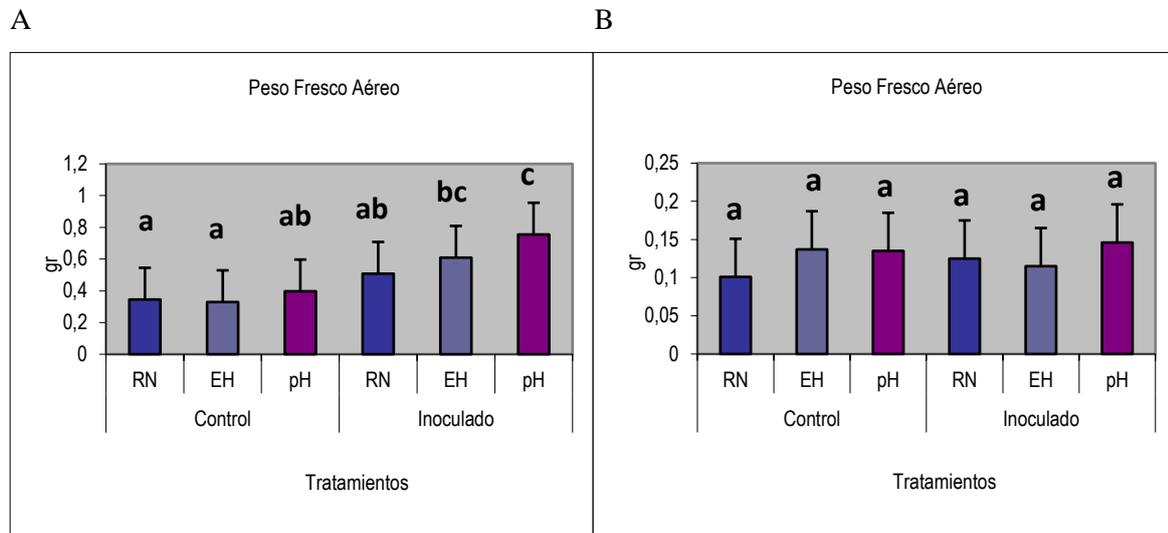


Figura 21: PF parte aérea en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

La Fig. 22 muestra un incremento del PS aéreo en el tratamiento con estrés por pH cuando se aplicó la mix de hormonas en plántulas de maíz, mientras que en trigo no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos.

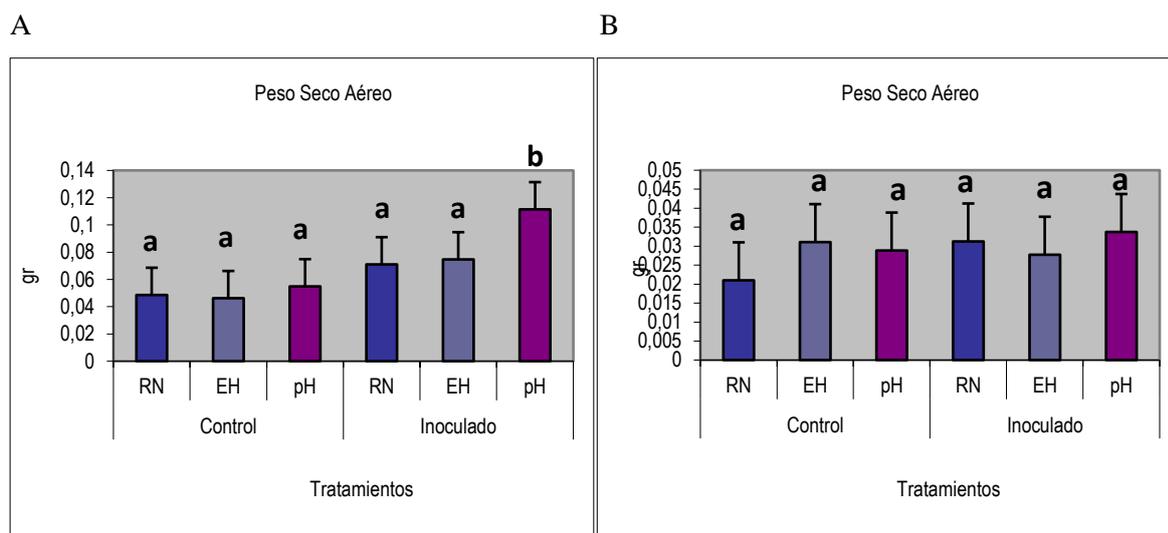


Figura 22: PS parte aérea en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

El PF radical fue incrementado significativamente con la aplicación de la mix en el tratamiento con estrés hídrico y estrés por pH en plántulas de maíz. En las plántulas de trigo no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos con respecto al control, sin embargo se observa una diferencia significativa entre plántulas control con riego normal y plántulas tratadas sometidas a estrés por pH (Figura 23).

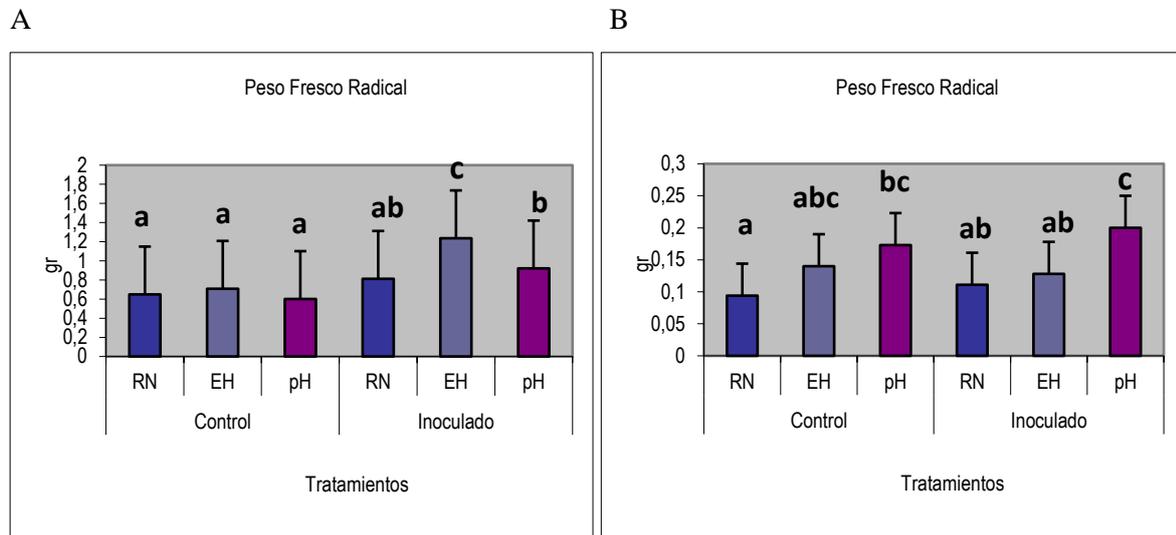
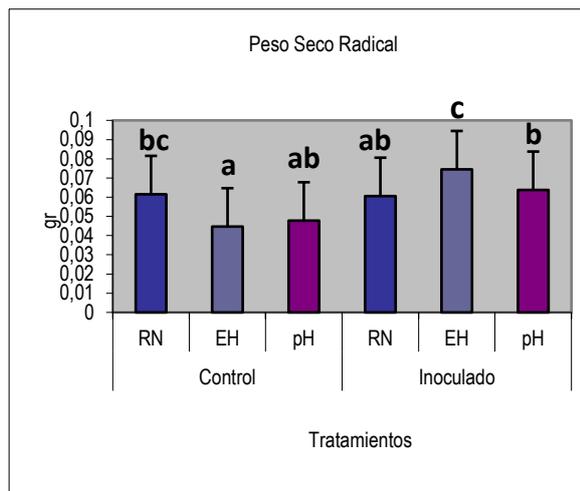


Figura 23: PF radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

En la Fig. 24, se puede observar que el PS radical fue significativamente mejorado en plántulas de maíz con la mix en los tratamientos de estrés hídrico, mientras que en las plántulas de trigo el mix de hormonas produjo una disminución significativa en el peso seco radical en el tratamiento de estrés hídrico en relación a su control.

A



B

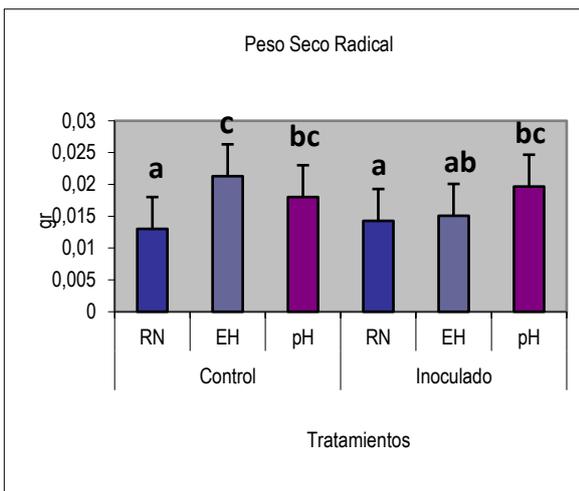
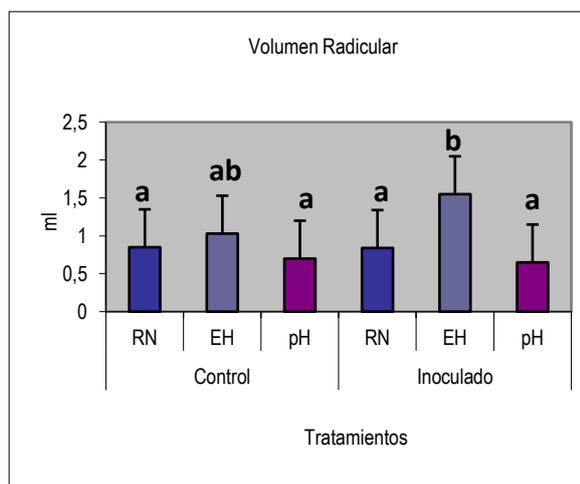


Figura 24: PS radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

El volumen radical no se modificó significativamente en ninguno de los tratamientos analizados en maíz. De manera similar en trigo no se observó un efecto positivo sobre éste parámetro en los distintos tratamientos (Figura 25).

A



B

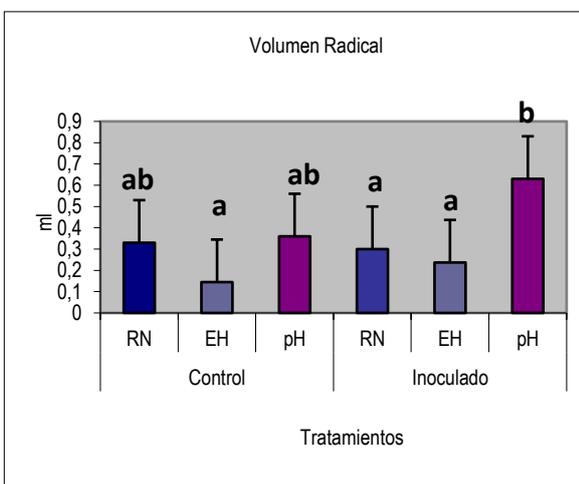


Figura 25: Volumen radical en plántulas de maíz (A) y trigo (B). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Con respecto al contenido de clorofila, este pudo medirse sólo en maíz ya que en trigo la lámina de la hoja resulto demasiado pequeña para poder ubicar el sensor del equipo.

En maíz pudo observarse un incremento significativo en plántulas tratadas con la mix de hormonas y estrés por pH (Figura 26).

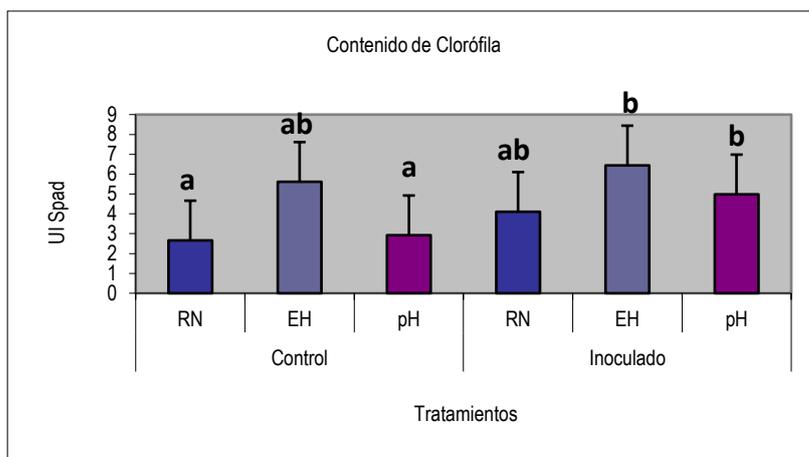


Figura 26: Contenido de clorofila en plántulas de maíz (A). RN (riego normal), EH (estrés hídrico), pH (pH 5). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

6. Ensayos a campo

6.1. Análisis de los parámetros de crecimiento para el cultivo de maíz

6.1.1. Localidad: Ferré

Con respecto a la variable n° de plantas en esta localidad no se encontraron diferencias estadísticamente significativas con los tratamientos aplicados (Figura 27).

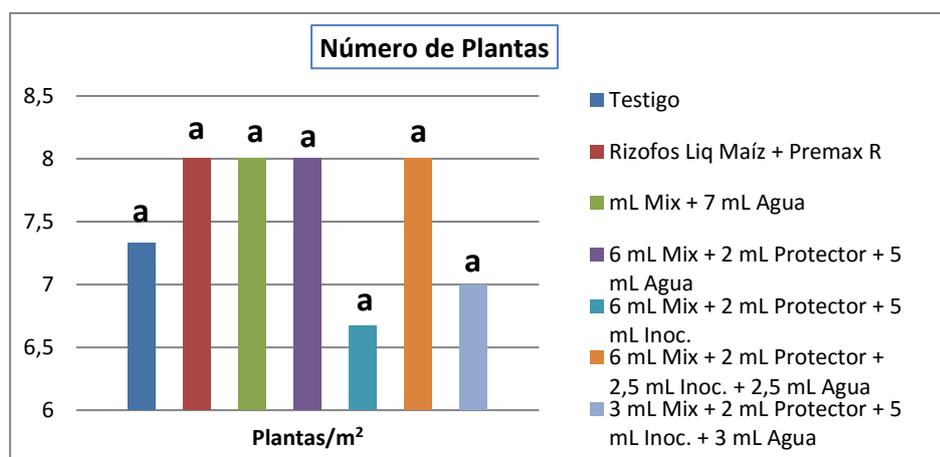


Figura 27: N° de plantas de maíz por m² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferré, Escuela Agrotécnica Salesiana) (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

En relación al nº de espigas en esta localidad no se encontraron diferencias estadísticamente significativas con los tratamientos aplicados (Figura 28).

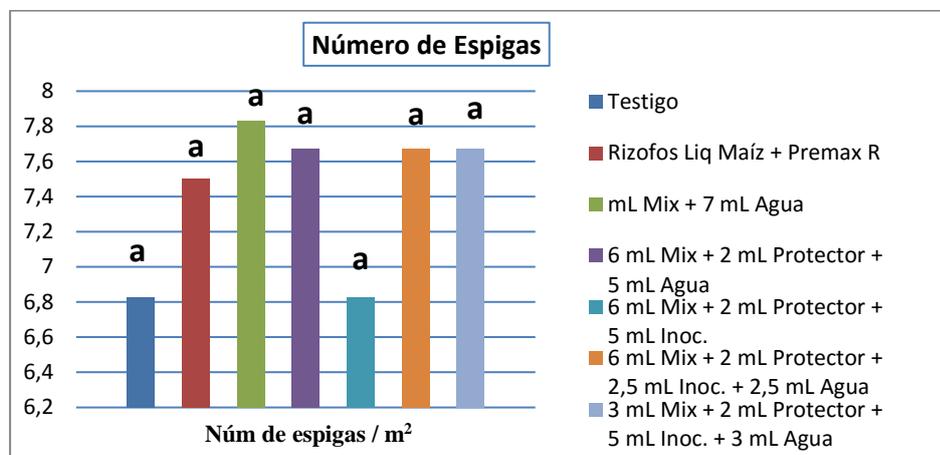


Figura 28: Nº de espigas de maíz por m² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

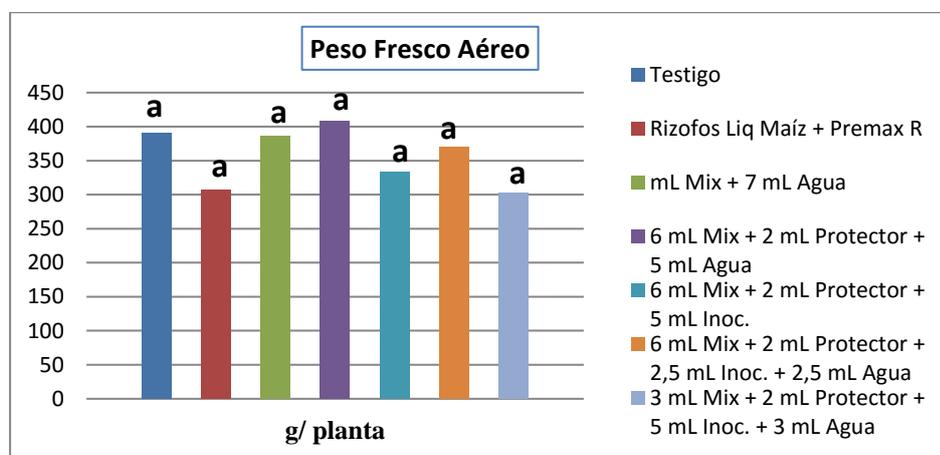


Figura 29: Peso fresco aéreo (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

Con respecto a la variable peso fresco aéreo, no se observaron efectos significativos de los distintos tratamientos en relación al testigo (Figura 29).

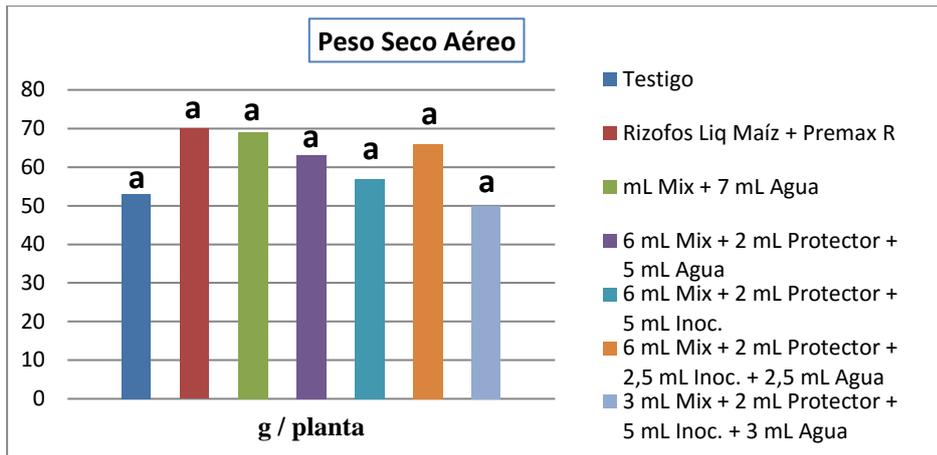


Figura 30: Peso seco aéreo (g / planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

De manera similar en la variable peso seco aéreo, no se observó efectos significativos de los distintos tratamientos en relación al testigo (Figura 30).

Con respecto al PF radical no se observaron efectos significativos de los distintos tratamientos en relación al testigo. Con respecto al PS radical, en esta variable hay una sola réplica (promedio de datos), y no se puede realizar el análisis estadístico correspondiente (Fig. 31 y 32).

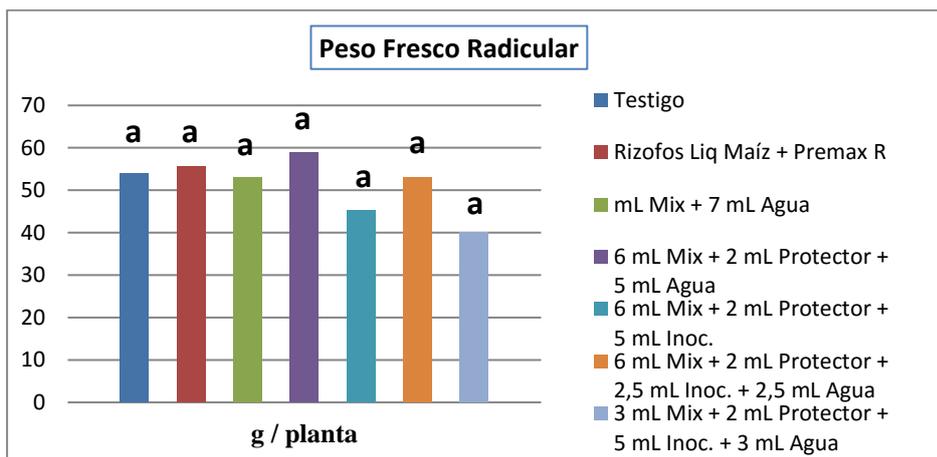


Figura 31: Peso fresco radical (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferré, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

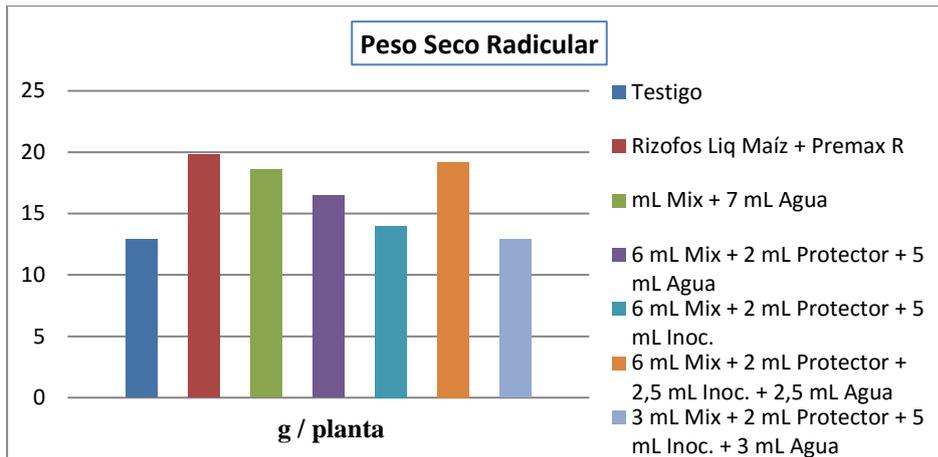


Figura 32: Peso seco radicular (g/planta) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3).

De acuerdo al análisis estadístico realizado, se observa un incremento significativo en el rendimiento de maíz con la aplicación de 3 ml y 6 ml de la mix hormonal + protector + inoculante en relación al testigo y al tratamiento con Rizofos (Figura 33)

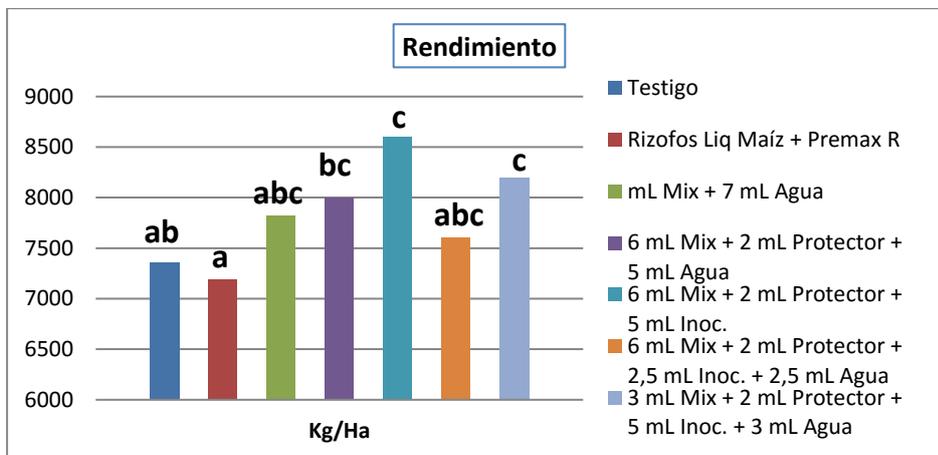


Figura 33: Rendimiento (kg/ha) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

6.1.2. Localidad Junín

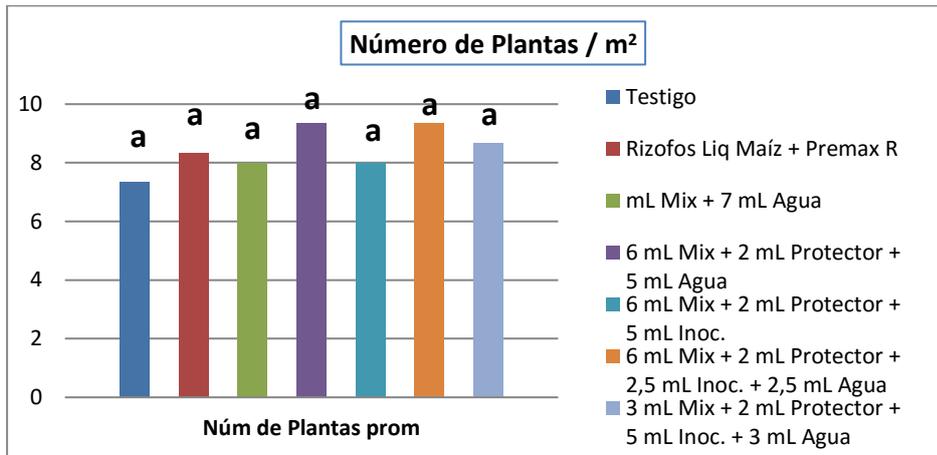


Figura 34: N° de plantas (N°/m²) de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto al número de plantas no se observan efectos significativos en los distintos tratamientos en relación al testigo (Figura 34).

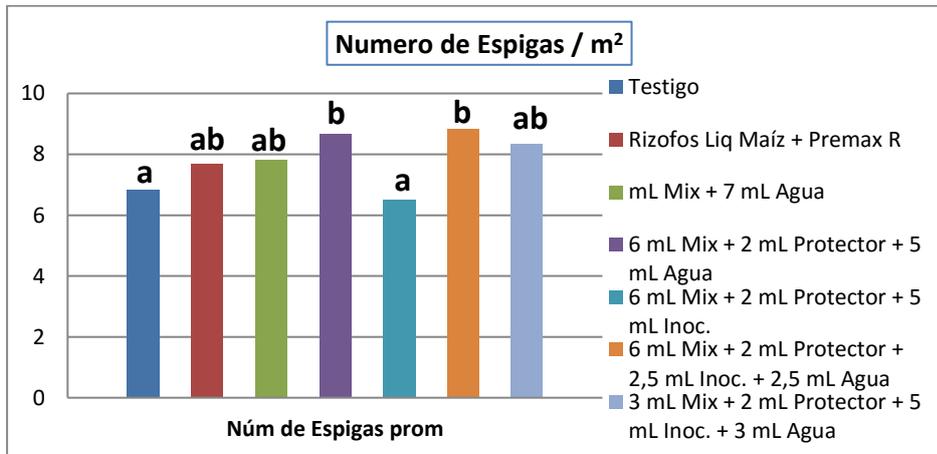


Figura 35: N° de espigas/ m² en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín). (n= 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

En relación al n° de espigas se observó un incremento significativo en el tratamiento de 6 ml de mix + 2 ml de protector + 5 ml de agua y el tratamiento 6 ml de mix + 2 ml de protector + 2,5 ml de inóculo + 2,5 ml de agua con respecto al control (Figura 35).

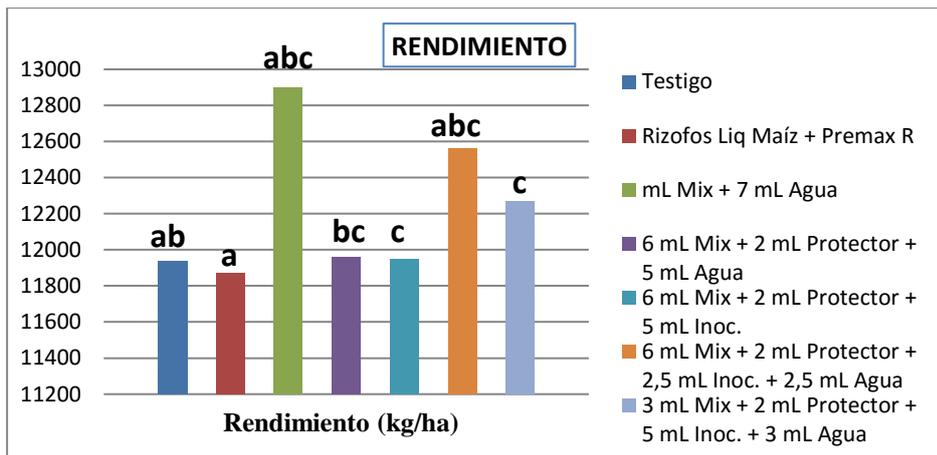


Figura 36: Rendimiento de plantas de maíz en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable rendimiento, no se detectaron diferencias significativas entre los distintos tratamientos, a pesar de existir un aparente aumento del rendimiento con la aplicación de 6 ml de mix + 7 ml de agua en relación a los demás tratamientos utilizados (Figura 36).

6.2. Análisis de los parámetros de crecimiento para el cultivo de trigo

6.2.1. Ensayos realizados en la Localidad Ferré

En este caso, los ensayos realizados en esta localidad tuvieron un tratamiento adicional que consistió en el agregado del terapéutico de semillas Difenconazole + Metalaxil (Compinche).

Con respecto a la variable n° de plantas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 37).

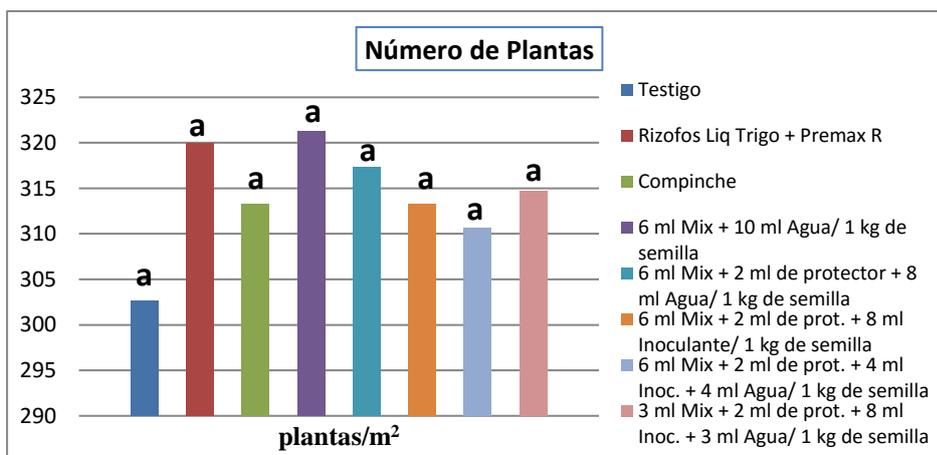


Figura 37: N°/m² de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

De manera similar para la variable n° de macollos, no se encontraron diferencias significativas entre los distintos tratamientos (Fig. 38).

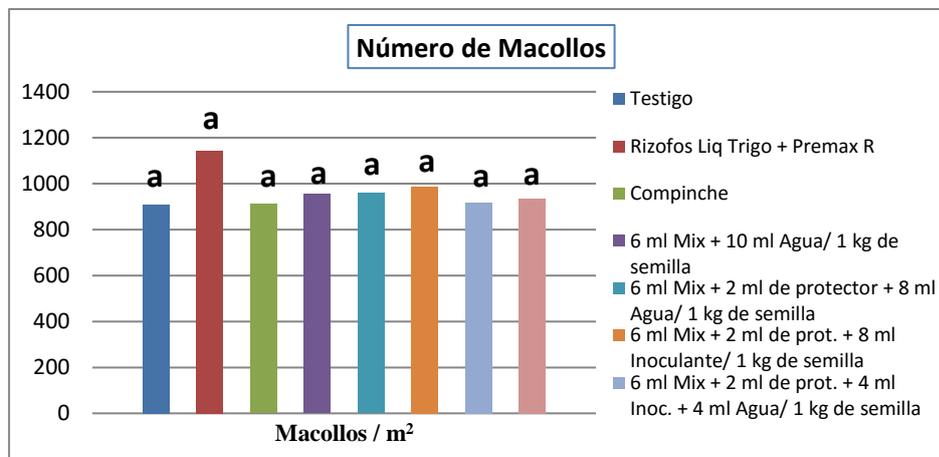


Figura 38: N°/m² de macollos de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

Con respecto a la variable PF y PS de macollos, tampoco pudieron detectarse diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 39 y 40).

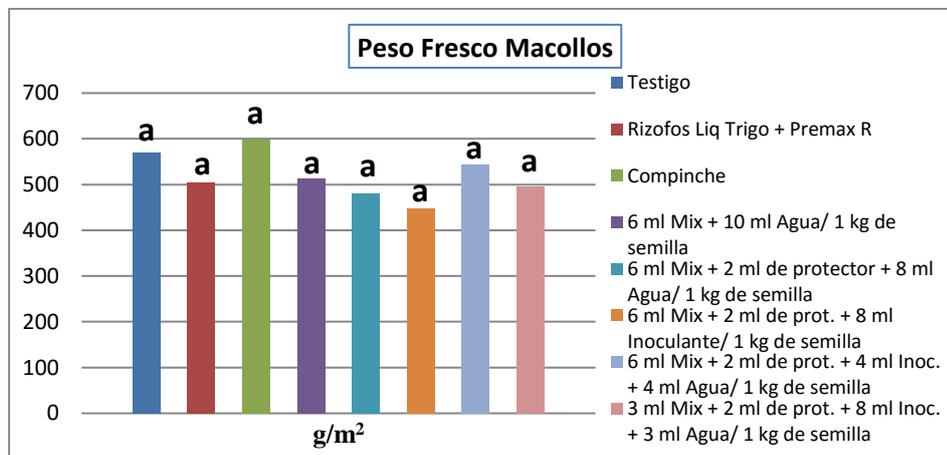


Figura 39: Peso fresco (g/m²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

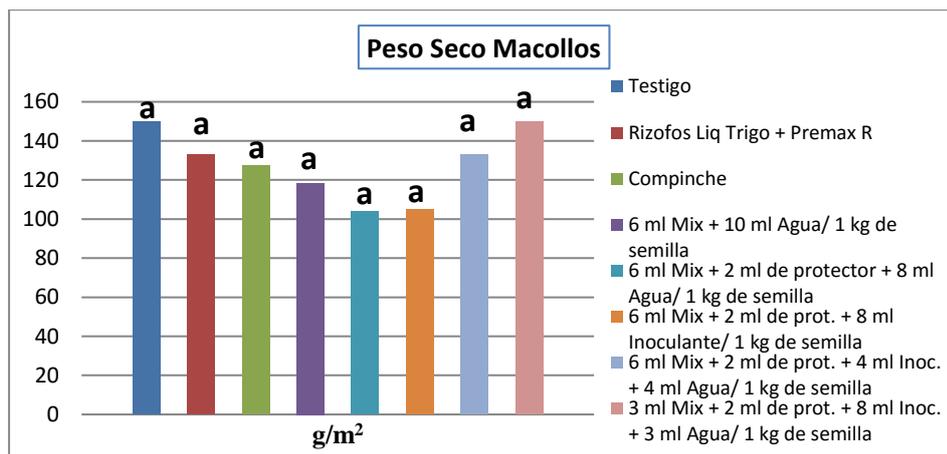


Figura 40: Peso seco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable n° de espigas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 41).

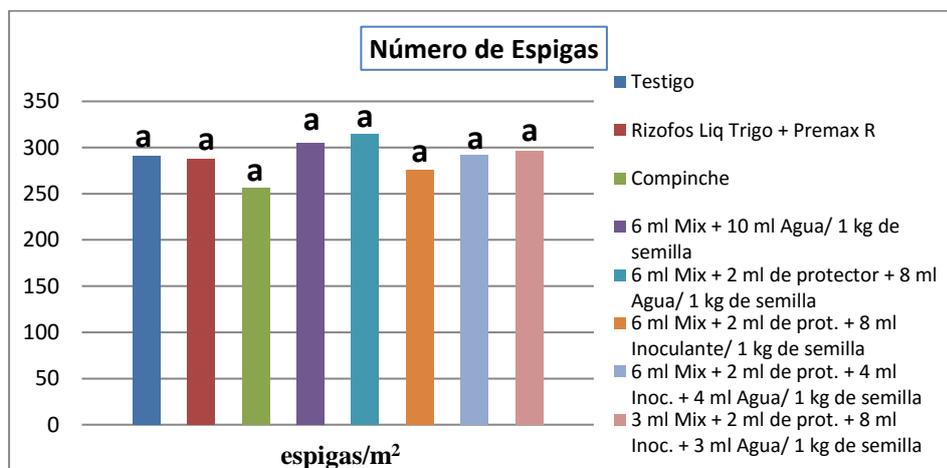


Figura 41: N°/m^2 de espigas en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable PF y PS de espigas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 42 y 43).

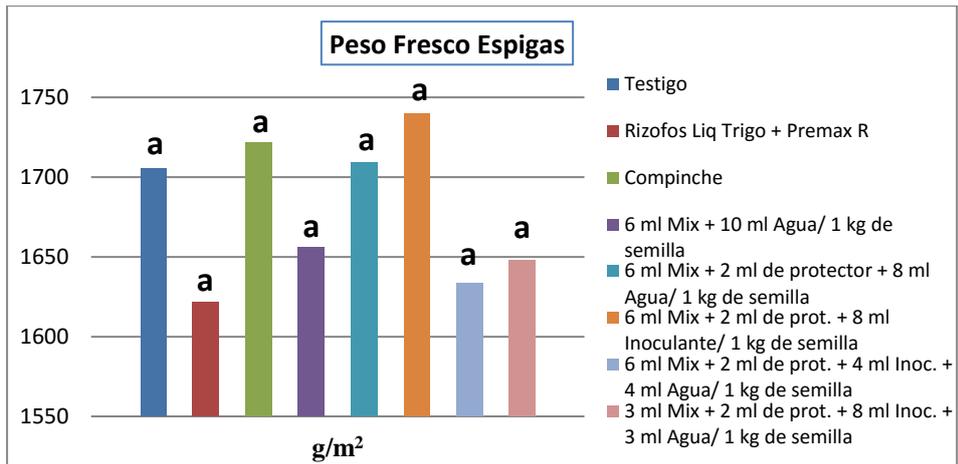


Figura 42: Peso fresco de espigas (g/m^2) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

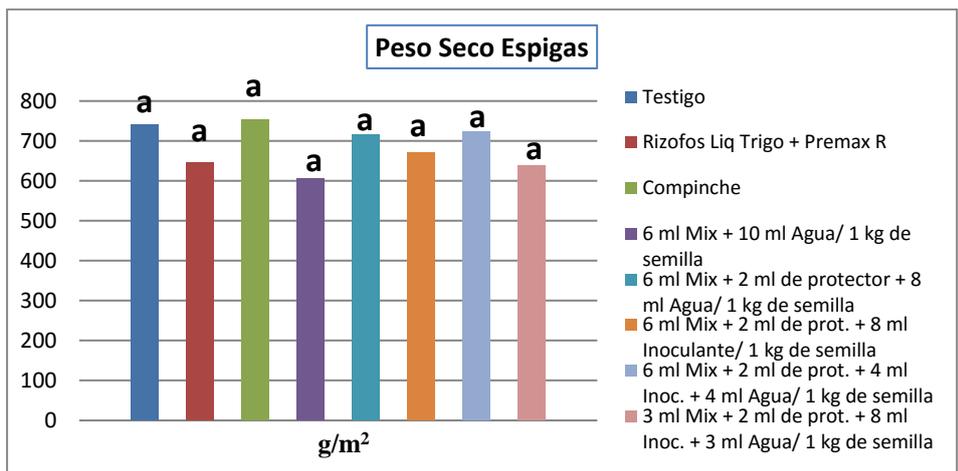


Figura 43: Peso seco de espigas (g/m^2) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable rendimiento, no se detectaron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos analizados en relación al control.

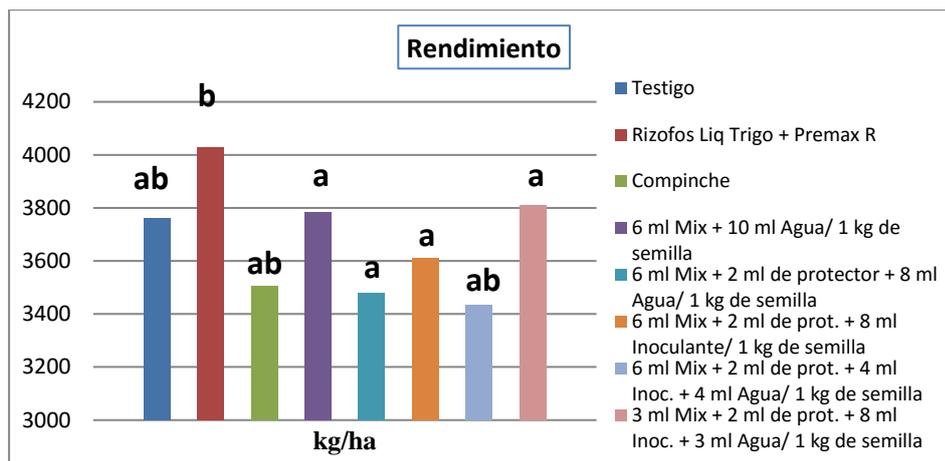


Figura 44: Rendimiento (kg/ha) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados (Localidad: Ferre, Escuela Agrotécnica Salesiana). (n= 3). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

6.2.2. Ensayos realizados en la localidad Junín

Con respecto a la variable N° de plantas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 45).

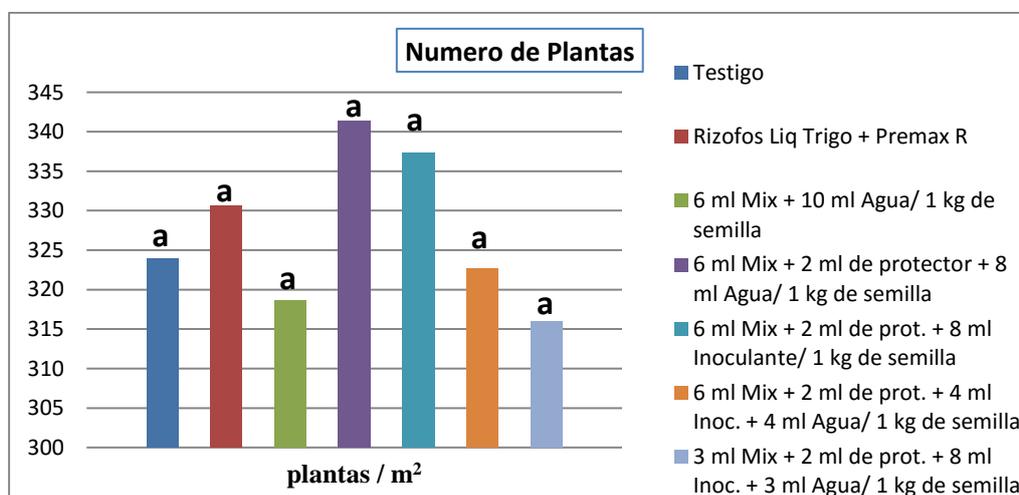


Figura 45: N°/m² de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable n° de macollos, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 46).

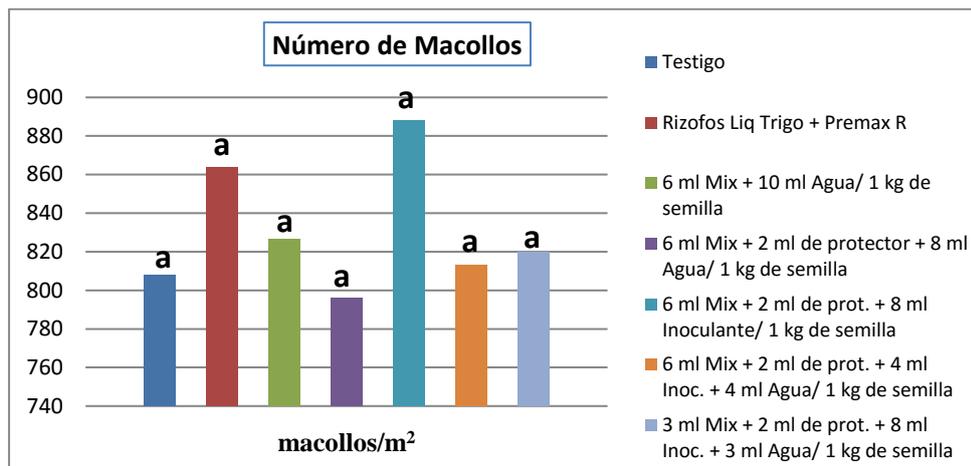


Figura 46: N^o/m² de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

Con respecto a la variable PF y PS de macollos, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 47 y 48).

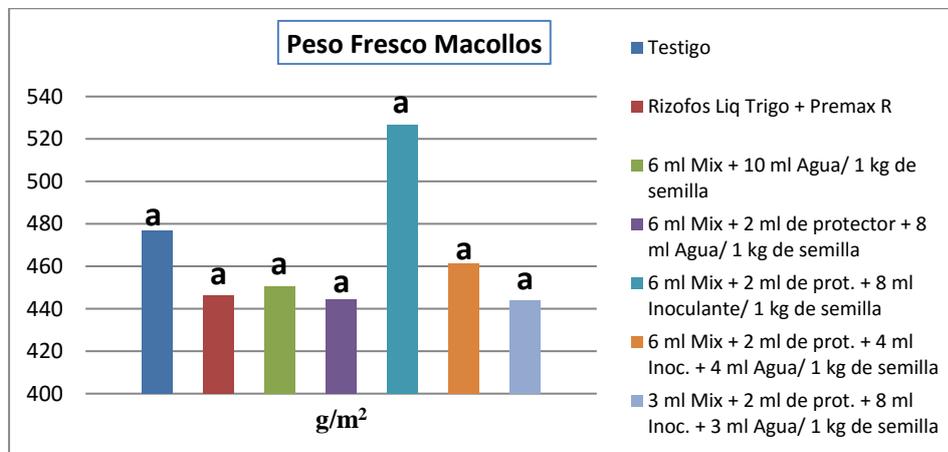


Figura 47: Peso fresco (g/m²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados y con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

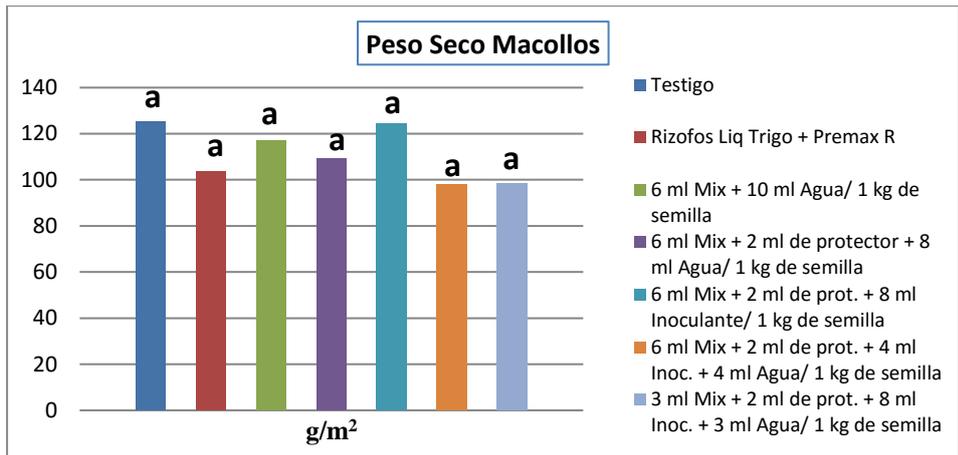


Figura 48: Peso seco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable N° de espigas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 49).

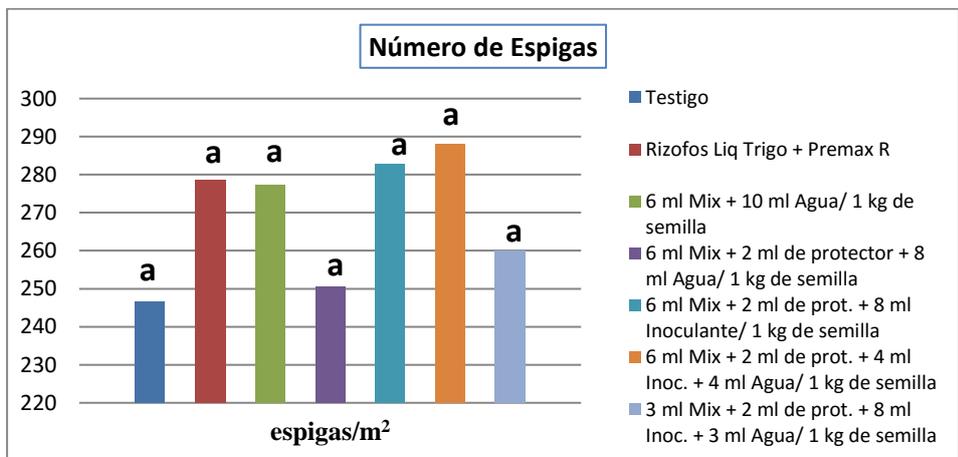


Figura 49: N°/m² de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable PF y PS de espigas, no se encontraron diferencias significativas en los distintos tratamientos (Fig. 50 y 51).

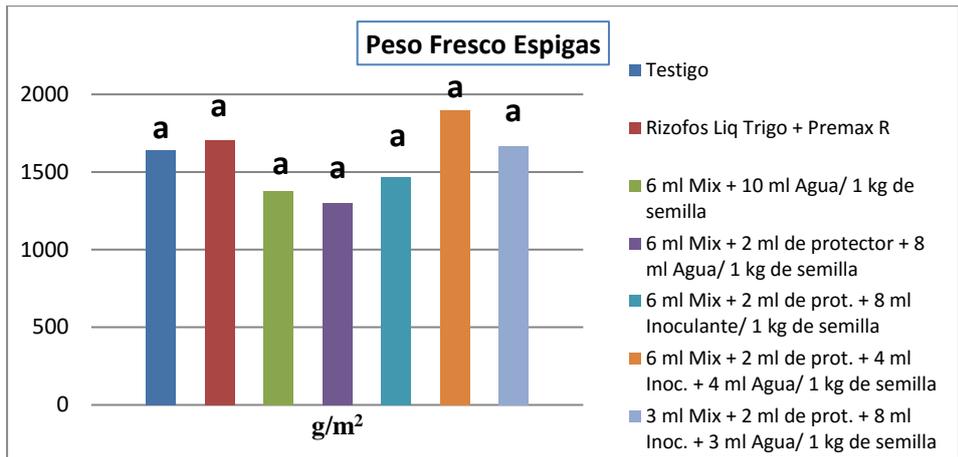


Figura 50: Peso fresco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

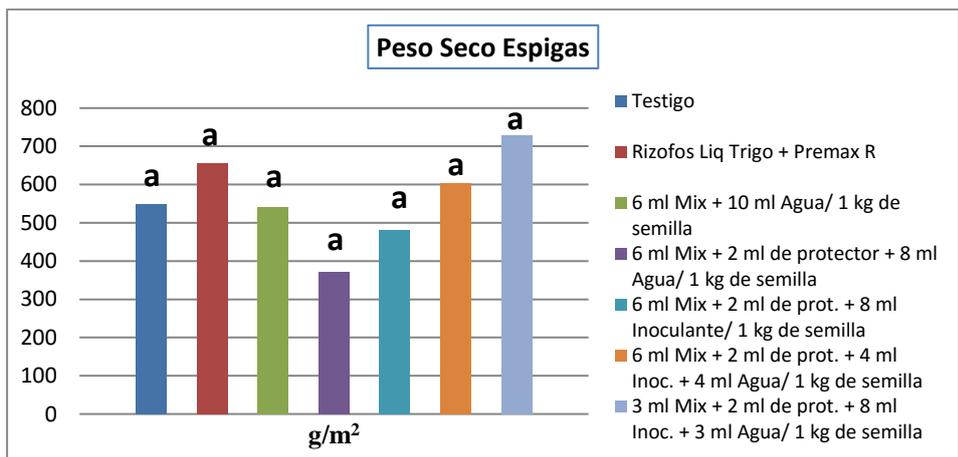


Figura 51: Peso seco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

Con respecto a la variable rendimiento, el tratamiento 3 ml de mix con protector e inoculante provocó un incremento significativo en relación al testigo (Fig. 52).

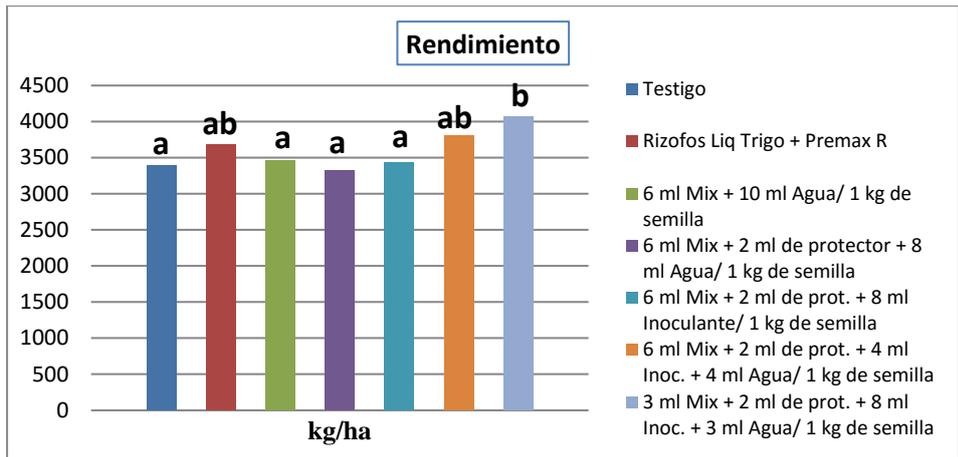


Figura 52: Rendimiento (kg/ha) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados y con agregado de curasemilla (Localidad: Junín). (n= 3). Letras diferentes indican diferencias significativas (p< 0.05).

6.2.3. Localidad Pergamino (con curasemilla)

Los ensayos realizados en esta localidad no arrojaron diferencias significativas en ninguna de las variables analizadas con los distintos tratamientos (Fig., 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59 y 60).

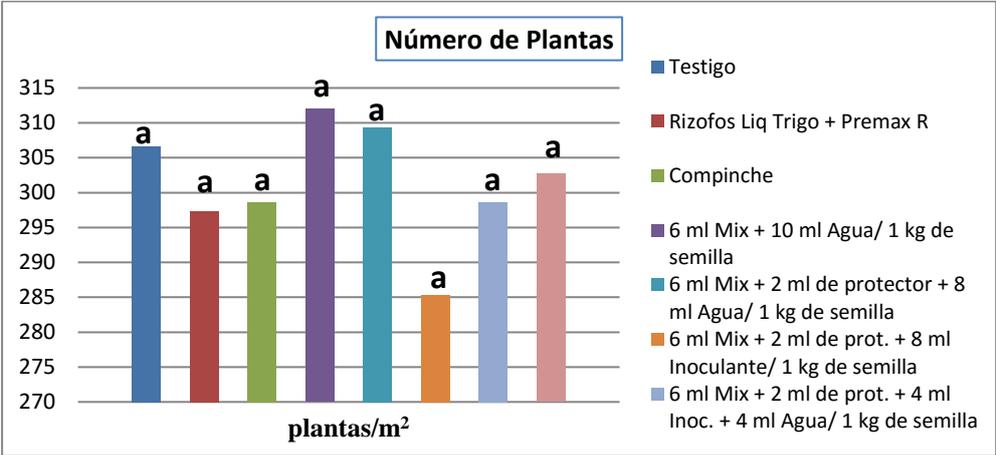


Figura 53: N°/m² de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

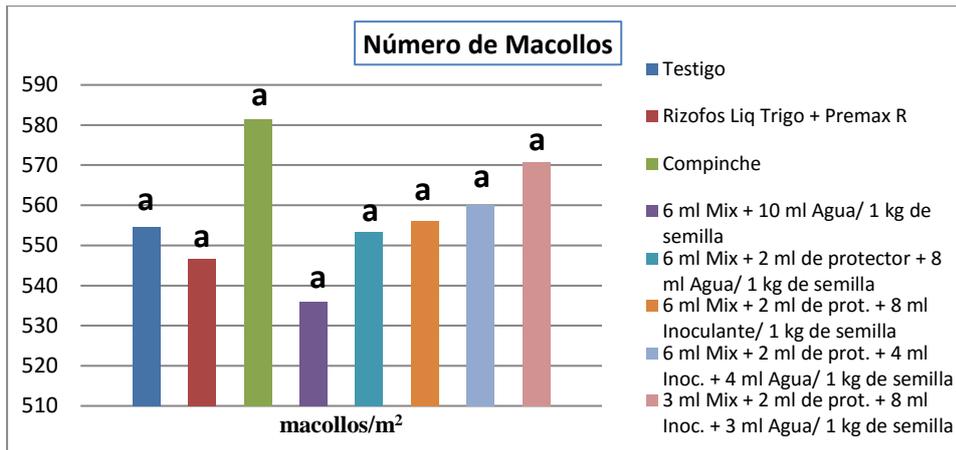


Figura 54: N°/m² de macollos de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son^o1 significativas (p< 0.05).

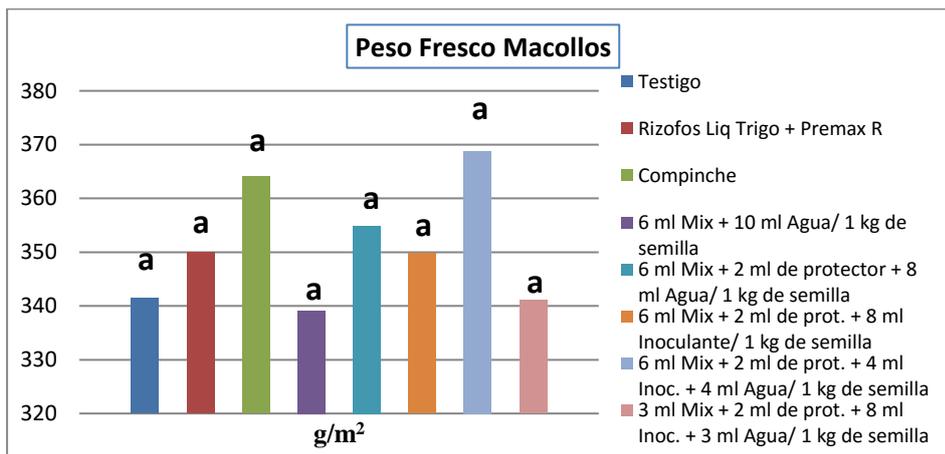


Figura 55: Peso fresco (g/m²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas (p< 0.05).

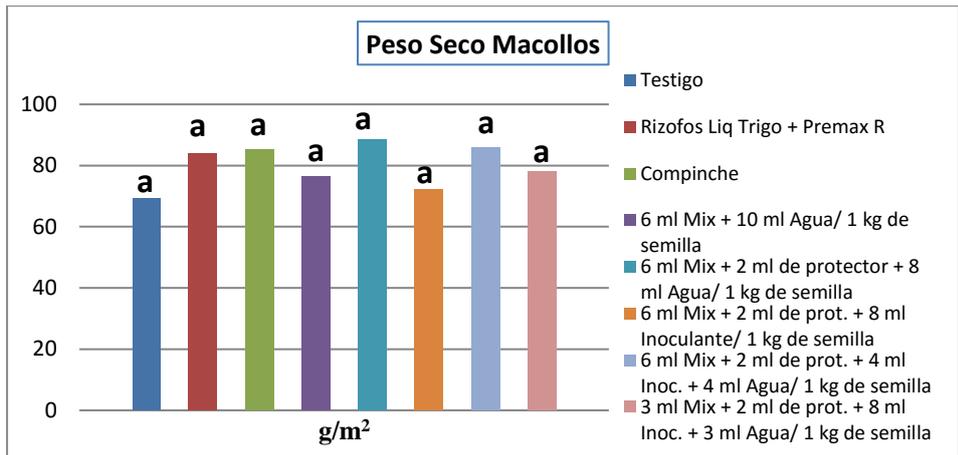


Figura 56: Peso seco (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

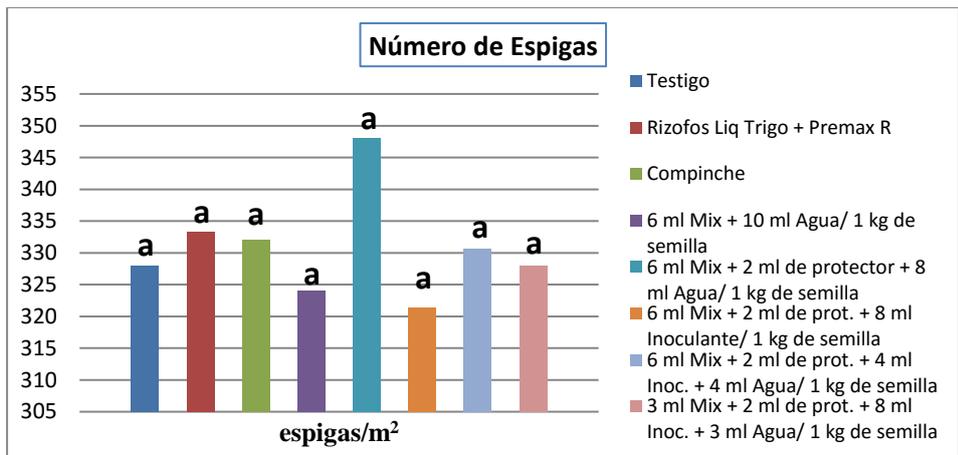


Figura 57: N^0/m^2 de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

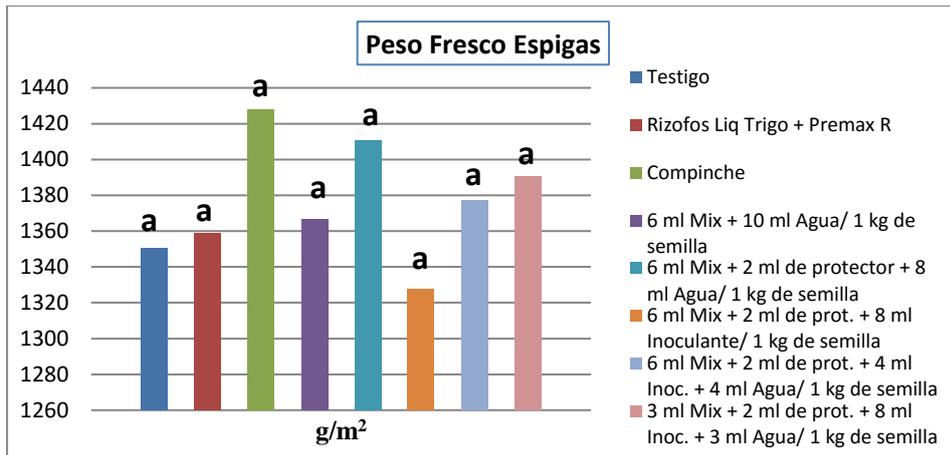


Figura 58: Peso fresco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

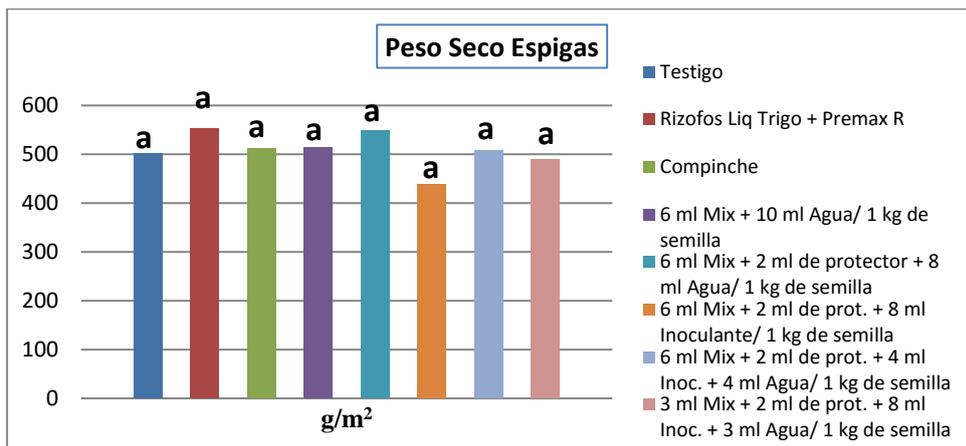


Figura 59: Peso seco (g/m^2) de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

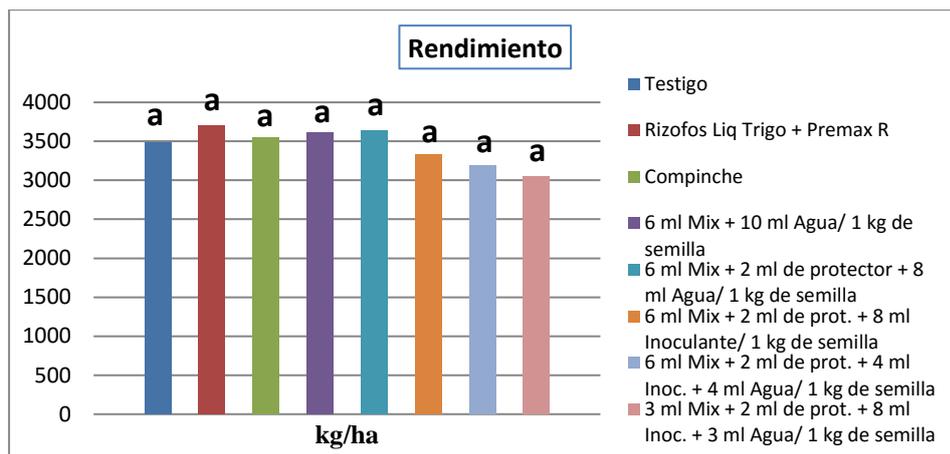


Figura 60: Rendimiento (kg/ha) de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados con agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

6.2.4. Localidad Pergamino (sin curasemilla)

Al igual que los ensayos realizados en esta localidad con el agregado de curasemilla, no se encontraron diferencias significativas en ninguna de las variables analizadas con los distintos tratamientos (Fig. 61, 62, 63, 64, 65, 66, 67 y 68).

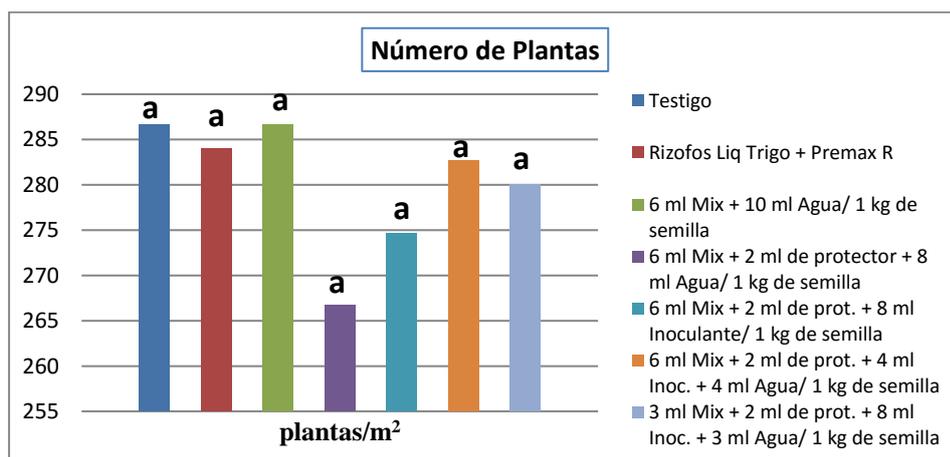


Figura 61: N°/m² de plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

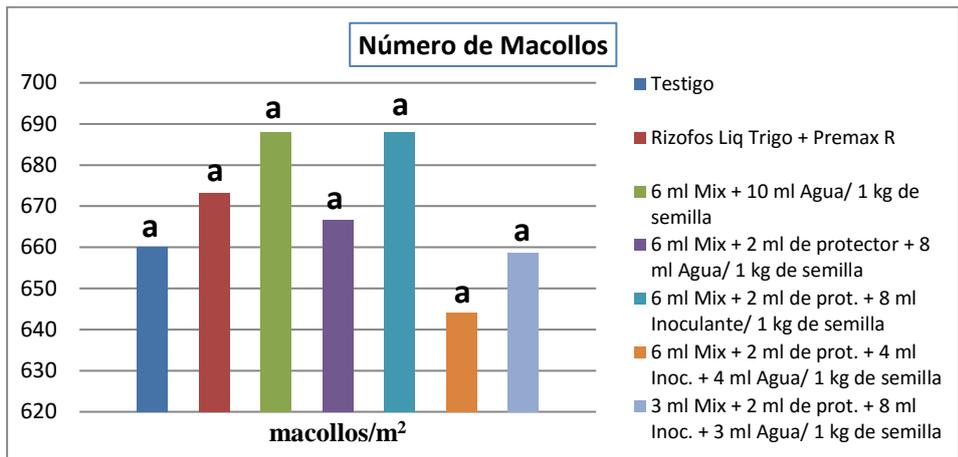


Figura 62: N°/m² de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

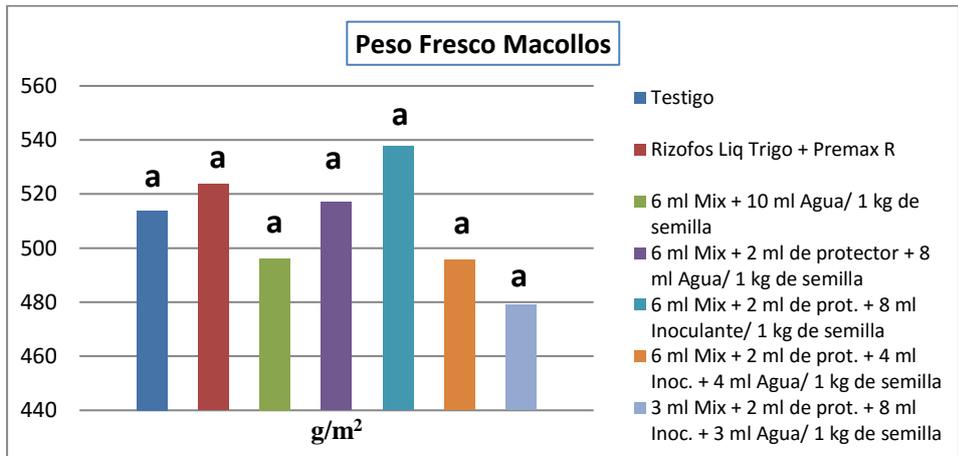


Figura 63: PF (g/m²) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

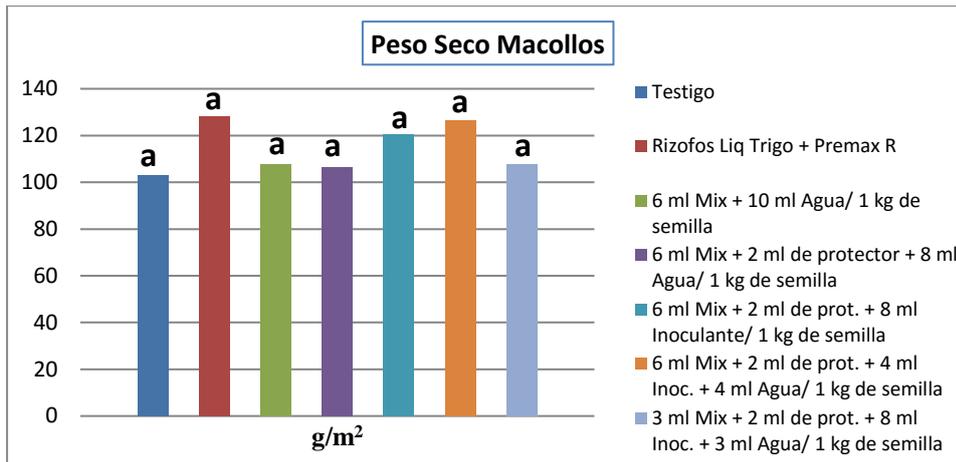


Figura 64: PS (g/m^2) de macollos en plantas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). ($n=3$). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

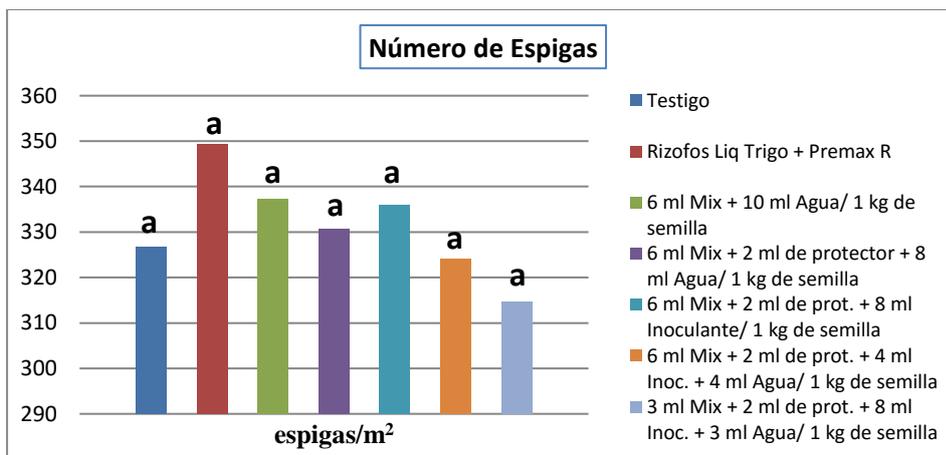


Figura 65: $\text{N}^\circ/\text{m}^2$ de espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). ($n=3$). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

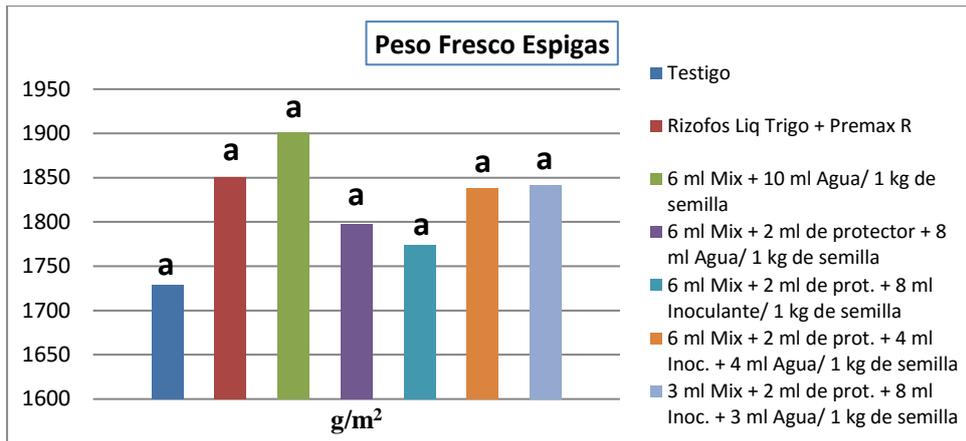


Figura 66: PF (g/m^2) de las espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). ($n= 3$). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

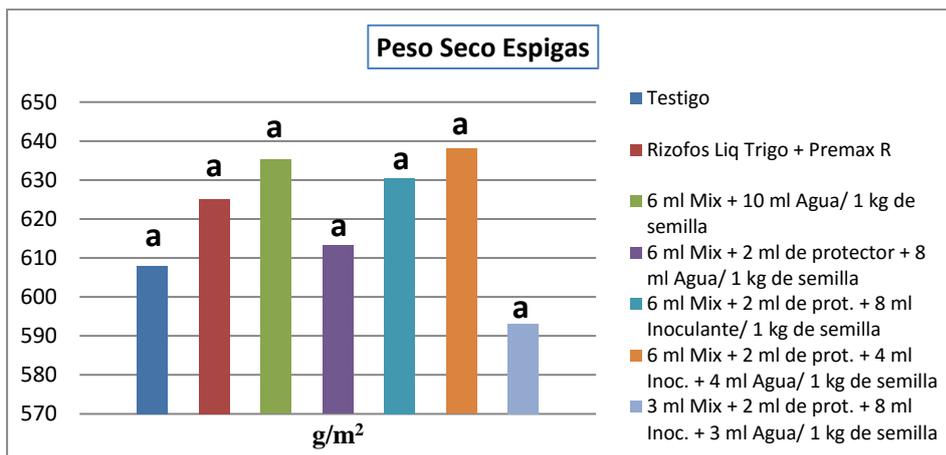


Figura 67: PS (g/m^2) de las espigas de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). ($n= 3$). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

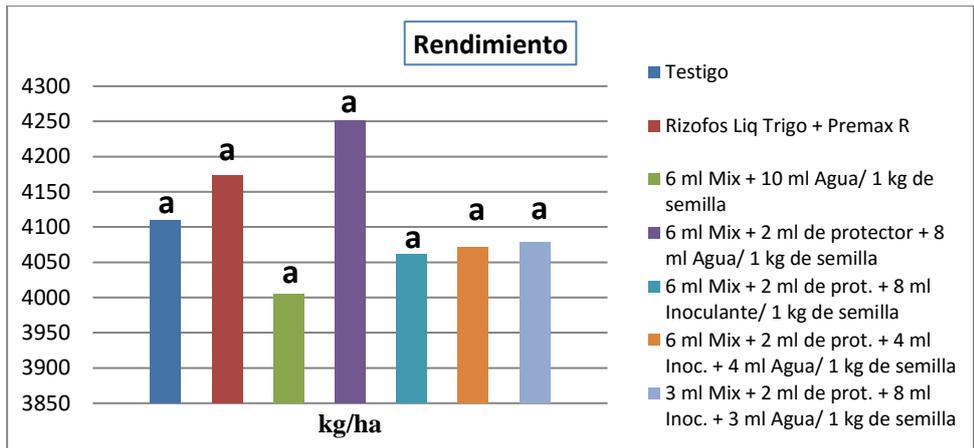


Figura 68: Rendimiento de trigo en respuesta a los distintos tratamientos aplicados sin agregado de curasemilla (Localidad: Pergamino, E. E. A. INTA Pergamino). (n= 3). Letras iguales indican que las diferencias no son significativas ($p < 0.05$).

IV. DISCUSIÓN

Está bien documentada la incidencia de las fitohormonas cuando son aplicadas sobre gran variedad de cultivos, aunque generalmente se aplica una sola hormona o una combinación de algunas pocas, como la combinación AIA, GA₃ y Citocininas. Estas moléculas biológicamente activas pueden afectar directamente el crecimiento de las plantas, o bien indirectamente por mejorar el ambiente del suelo, incrementando el rendimiento (Walker *et al.*, 2003). Las hormonas vegetales ejercen efectos de largo alcance sobre el crecimiento de la planta, y sus efectos dependen del tiempo de aplicación y de su duración (Arteca, 1996). Asimismo, la sensibilidad de los tejidos vegetales juega un rol importante a la aplicación de las PGRs (reguladores del crecimiento de plantas) (Trevawas, 1981).

El deterioro en semillas se manifiesta en la reducción de su capacidad germinativa e incremento de plántulas débiles o de bajo vigor (comúnmente consideradas anormales), características que son evidentes durante el establecimiento de la plántula en campo (Veselova y Veselovsky, 2003). Para contrarrestar los efectos negativos del proceso degenerativo en semillas, se han empleado diversos tratamientos con éxito parcial en diversas especies, como el tratamiento químico antes de la siembra con reguladores de crecimiento para mejorar la capacidad germinativa y el vigor (Butola y Badola, 2004; Afzal *et al.*, 2005). Asimismo, bajo condiciones estresantes, una germinación rápida y uniforme de los cultivos, particularmente aquellos anuales, es necesaria para lograr mejorar la calidad y el potencial de rendimiento (Pirasteh-Anosheh *et al.*, 2014a). La aplicación exógena de fitohormonas puede ayudar en plantas que no tienen la habilidad de mantener niveles óptimos de estos reguladores, sobre todo frente a situaciones de estrés (Ashraf & Foolad, 2005). El pre-tratamiento de semillas con concentraciones óptimas de hormonas puede promover efectivamente el establecimiento de la plántula, el crecimiento y desarrollo y la producción en variadas condiciones ambientales. Cuando la aplicación de las fitohormonas se realiza sobre semillas en el momento previo a la germinación, esto puede aportar “refuerzos” al joven embrión que reinicia su crecimiento, hipótesis sobre la cual se basa este estudio.

Los ensayos realizados en el estadio de germinación y crecimiento temprano en trigo y maíz, mostraron que, a pesar de no encontrarse una diferencia significativa en la EG y el PG cuando se aplican los distintos tratamientos hormonales con respecto al control, hubo tratamientos hormonales (6-BAP 10⁻⁶, GA₃ 10⁻⁶, SA 10⁻⁸, AIA 10⁻⁶ y Brs 10⁻⁶) que provocaron una aparición más temprana de la radícula y del coleóptilo. Esto puede deberse a que se utilizaron lotes de semillas de reciente cosecha con alto PG, por lo que resulta muy difícil observar diferencias en éste parámetro con los distintos tratamientos. En estos casos, el seguimiento diario de la germinación sirvió para observar la velocidad de germinación y/o aparición de órganos (radícula y vástago) y cuantificar el crecimiento y con ello determinar las concentraciones de hormonas que resultaron beneficiosas en esta etapa. Los tratamientos con efectos positivos sobre el crecimiento temprano fueron los siguientes: GA₃ 10⁻⁶, 6-BAP 10⁻⁶, SA 10⁻⁸, AIA 10⁻⁶ y Brs 10⁻⁶.

En este estudio, la aplicación de GA3 a una concentración de 10^{-6} tuvo efectos benéficos en la germinación (PG) de las plántulas de maíz. Las giberelinas son hormonas que regulan el crecimiento y desarrollo de las plantas (Richards *et al.*, 2001) a través de la promoción de la división y elongación celular (Matusa-Göttgens y Hedden, 2009). El ácido giberélico (GA3) tiene un importante rol en la modulación de procesos tales como la ruptura de la latencia y el crecimiento de las yemas vegetativas (Sun y Gubler, 2004; Chao *et al.*, 2007). Se ha documentado que la aplicación foliar post emergente de GA3 intensifica la actividad meristemática, estimula el crecimiento de los entrenudos y promueve la producción de sacarosa en el cultivo de la caña (Gonçalves-Martins y de Camargo, 1999; Taiz y Zeiger, 2002). Sin embargo, la información relacionada con el uso de esta hormona en el tratamiento de semilla es escasa.

La hormona 6-BAP promueve la división celular, el desarrollo y la germinación, además de retrasar el envejecimiento y la senescencia de hojas (Sarasán *et al.*, 2001; CFNP, 2004; González *et al.*, 2009). Por ello ha sido utilizada en el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales, para interrumpir la latencia y promover la germinación de semillas. Bautista-Calles *et al.* (2008) señalan que el tratamiento con 6-BAP en semillas de papaya incrementa la velocidad y la tasa de germinación. En coincidencia, Iqbal y Ashraf, (2005) reportaron que el pre-tratamiento con kinetina ha tenido efectos considerables en la germinación, crecimiento y rendimiento de trigo. Sin embargo, en este estudio la aplicación de esta hormona no tuvo efectos en los parámetros analizados en ninguna de las dos especies estudiadas.

El SA afecta la germinación de las semillas y hay numerosos reportes del rol como promotor de la germinación en distintas especies (Hayat *et al.*, 2010). En trigo se ha observado una mejora en la germinación y en el crecimiento de plántula con el pre-tratamiento de las semillas (Shakirova, 2007). Por otra parte, fueron registrados aumentos en el n° de hojas y PF y PS de las plantas cuando las semillas fueron embebidas en bajas concentraciones de SA (10^{-5} M). Por lo tanto, las aplicaciones con SA pueden promover el crecimiento y el rendimiento (Ashraf *et al.*, 2010). Kaydan *et al.* (2007) también indicó que el tratamiento de semillas de trigo con SA mejora la emergencia de las plántulas e incrementa la materia seca, la tasa K^+/Na^+ , el contenido de clorofilas *a*, *b*, y carotenoides bajo condiciones de estrés salino. Asimismo, el tratamiento de semillas con IAA, NAA o GA (Balki y Padole, 1982) mejoró la germinación de semillas de trigo. En este estudio, la aplicación de SA no mostró efectos significativo en la germinación y en el crecimiento temprano de las plántulas tanto de trigo como de maíz.

Otra hormona que resultó seleccionada en este estudio por sus efectos en trigo y maíz fue el epibrasinólido, cuya aplicación a una concentración de 10^{-7} resultó positiva para la EG en maíz, provocando incrementos significativos. En trigo la aplicación de Epi 10^{-6} provocó un incremento significativo en la EG y en una concentración de 10^{-7} hubo un incremento significativo en el PG. En coincidencia con nuestros resultados, el pre-tratamiento con brasinólida incrementa significativamente

distintos parámetros de la germinación de otras especies como *Eucalyptus camaldulensis* (Sasse *et al.*, 1995) como también en cebada y poroto (Abd El-Fattah, 2007) en condiciones salinas.

Por lo tanto, esta primera etapa de estudio permitió en establecer las concentraciones de las distintas fitohormonas que resultaron más efectivas sobre la mejora en la germinación y crecimiento temprano y para posterior aplicación sobre los cultivos de trigo y maíz. Se estableció una combinación hormonal para uso y aplicación en gramíneas compuesta de las siguientes hormonas: AIA 10^{-6} , SA 10^{-8} , GA₃ 10^{-6} , 6-BAP 10^{-6} y Brs 10^{-6} .

Bajo condiciones naturales, rara vez se presentan condiciones ambientales óptimas, por lo que las plantas frecuentemente están sometidas a uno o varios de estos factores ambientales adversos. Entre los factores abióticos, el estrés por déficit hídrico es considerado uno de los más relevantes, tanto desde una perspectiva ecológica como agronómica. Por otra parte, el pH del suelo es considerado como una de las principales variables en los suelos, ya que controla muchos procesos químicos que en este tienen lugar y afecta específicamente la disponibilidad de los nutrientes de las plantas, mediante el control de las formas químicas de estos.

Tras la exposición a condiciones de estrés abiótico, las plantas responden y adoptan estrategias como la alteración del metabolismo, crecimiento y desarrollo. Esto se lleva a cabo por un elaborado y complicado circuito regulador que incluye sensores al estrés, vías de señalización y salida de proteínas o metabolitos (Knight & Knight, 2001). Las fitohormonas son esenciales para la capacidad de las plantas a adaptarse al estrés abiótico por medio de una amplia gama de respuestas adaptativas (Messing *et al.*, 2010; Peleg & Blumwald, 2011; Santner & Estelle, 2009; Wang *et al.*, 2009). A menudo alteran la expresión génica rápidamente por inducción o prevención de la degradación de reguladores transcripcionales a través del sistema ubiquitina-proteasoma (Santner & Estelle, 2010).

Generalmente, frente a una condición de estrés, se produce una reducción en el crecimiento de las plantas debido a efectos múltiples tales como la dificultad en la absorción de agua, la escasez de nutrientes, la acumulación de iones específicos en los tejidos que causan toxicidad, o la inhibición de ciertas enzimas por la elevada temperatura (Mittler, 2006). En este caso, la aplicación exógena de fitohormonas puede aliviar los síntomas de estrés.

En una segunda etapa de este estudio, se evaluó el efecto de la aplicación del mix hormonal en plántulas de maíz y trigo en condiciones de estrés hídrico y estrés por acidez del medio. La aplicación del mix hormonal mejoró fundamentalmente algunos parámetros evaluados en estas situaciones de estrés. En plántulas de maíz hubo una mejora en algunos parámetros de crecimiento evaluados con la aplicación del mix, como la longitud aérea, PF y PS aéreo y PF y PS radical y contenido de clorofila en situaciones de estrés, tanto por déficit hídrico como por acidez. En plántulas de trigo se produjo un efecto positivo con la aplicación del mix sólo en el crecimiento radical .

El “Hormo-priming” o pre-tratamiento con fitohormonas ha sido benéfico para el desarrollo y producción de algunos cultivos en condiciones estresantes y ha sido asociado con la mejora en la disponibilidad de nutrientes como así también el incremento en algunos procesos fisiológicos y la

proliferación radical (Ashraf y Foolad, 2005; Singh, 1995). Por ejemplo, el pre-tratamiento de semillas con SA ha sido efectivo en contrarrestar los efectos negativos del estrés salino en muchas especies (Ashraf *et al.*, 2010) y se han observado plantas de trigo más vigorosas bajo condiciones salinas cuando se aplica esta fitohormona (Afzal *et al.*, 2005).

Durante los últimos 20 años, numerosos estudios han demostrado la importancia de la comunicación raíz-parte aérea en el desarrollo de respuestas de adaptación de la planta frente a situaciones de estrés hídrico tanto en el sustrato como en el ambiente aéreo, destacando la particular relevancia de las hormonas vegetales en esta comunicación (Davies & Zhang, 1991). Quizás la mayor evidencia de la comunicación raíz-parte aérea sea la relacionada con el control del cierre estomático. El incremento de ABA en xilema produce un incremento significativo en la eficiencia del uso del agua (Socias *et al.*, 1997), ya que esta hormona puede iniciar el cierre estomático e inhibir la apertura estomática, y por tanto limitar la pérdida de agua. El aporte más significativo hasta ahora para incrementar la eficiencia en el uso del agua de los cultivos, está relacionado con mutaciones en genes que reducen el crecimiento vegetativo debido a una baja sensibilidad a giberelinas, aumentando así el índice de cosecha (Peng *et al.*, 1999).

La acción hormonal sinérgica o antagónica y la regulación coordinada de las vías de biosíntesis de hormonas juegan un papel crucial en la adaptación de las plantas al estrés abiótico. La citoquinina es un antagonista del ABA, y la exposición de plantas a condiciones de estrés hídrico provoca una disminución de los niveles de citoquinina (Pérez-Alfocea *et al.*, 2011). Las citoquininas que intervienen en el desarrollo de hojas y raíces, parecen tener también un papel sobre la regulación estomática por interacción con ABA (Dodd, 2005). ABA regula la apertura estomática durante el estrés, sin embargo, estudios recientes sugieren que hormonas como citoquininas, etileno, brasinolidos, ácidos jasmonicos, salicílicos también afectan a la función de los estomas (Acharya & Assmann, 2009). Mientras que ABA, BR, SA y JA inducen el cierre estomático, las citoquininas y las IAA promueven la apertura. Rivero *et al.* (2007) han obtenido plantas de tabaco transformadas con el gen IPT (isopenteniltransferasa, clave para la síntesis de citoquininas) que presentan una eficiencia en el uso del agua (EUA) 2 a 3 veces superior al genotipo silvestre, lo que se ha relacionado con mayor contenido de agua y una mayor actividad fotosintética.

Con respecto a la auxinas, los pocos trabajos existentes sobre este tema indican un incremento en la tolerancia al estrés hídrico y salino en plantas con mayor actividad auxínica, ya sea de origen natural o transgénico, y lo hacen a través de un mayor desarrollo de la raíz y de los vasos del xilema (Junghans *et al.*, 2006; Park *et al.*, 2005). Recientemente, se ha postulado el papel de las auxinas en la tolerancia al estrés hídrico: TLD1/OsGH3.13, que codifica el ácido indol-3-acético (IAA)-amido sintetasa, mejora la expresión de genes LEA (embriogénesis tardía abundante), lo cual se correlaciona con el incremento de la tolerancia a la sequía de plántulas de arroz (Zhang *et al.*, 2009).

Otras hormonas, como el salicílico y el etileno también juegan un papel importante directo o indirecto en la respuesta de las plantas al estrés abiótico. La aplicación exógena de GA (GA3) induce

un aumento de los niveles de expresión de ICS1 (isocorismato sintasa 1) y NPR1 (nonexpresor de genes relacionados con la patogénesis 1), genes implicados en la biosíntesis y acción de SA, respectivamente (Alonso-Ramirez et al., 2009). Plantas transgénicas de *A. thaliana* que expresan constitutivamente un gen sensible a GA de *Fagus sylvatica* mostraron una mejora en la tolerancia a estrés abiótico y la tolerancia al estrés estaba correlacionada con el aumento de los niveles endógenos de SA (Alonso-Ramirez et al., 2009).

Las hormonas vegetales también parecen ser fundamentales en la regulación de las invertasas (Roitsch & González, 2004; Tymowska Lalanne & Tymowkalalanne, 1998), lo que, a su vez, implica que las invertasas participan en la mediación de las correspondiente respuesta hormonal en diferentes situaciones de estrés abiótico. Las invertasas, enzimas que pueden catalizar la sacarosa en condiciones fisiológicas (Barratt et al., 2009; Koch, 2004; Roitsch & González, 2004; Trouverie, 2004), tienen un papel clave en varios aspectos del ciclo vital de la planta y en respuesta a estímulos medioambientales, ya que sus sustratos y productos de reacción son nutrientes y moléculas de señalización (Roitsch & González, 2004; Vargas, 2007). Los estreses abióticos, modifican las relaciones fuente-destino que influyen en el crecimiento de la planta así como en la adaptación al estrés y, por consiguiente, afectan a la productividad de los cultivos.

Los ensayos a campo realizados nos ofrecen mejores parámetros de evaluación de los efectos de la aplicación de este mix de hormonas en los cultivos (variables de crecimiento, rendimiento, calidad de los cultivos y de granos). Del análisis de estos ensayos podemos decir que en maíz no hubo efectos en las variables de crecimiento analizadas pero si un incremento positivo en el rendimiento con las dosis del mix hormonal de 3 ml y más aún 6 ml con el agregado de protector e inoculante. Esto resulta llamativo, ya que si no se producen efectos positivos en las distintas variables analizadas resulta curioso un aumento en el rendimiento.

En trigo, la aplicación del mix hormonal en distintas concentraciones no produjo cambios en ninguno de los parámetros analizados en ninguna de las localidades en las cuales se realizaron los ensayos. Una explicación posible para la carencia de efecto positivo de la mix hormonal en los ensayos a campo, es que los experimentos fueron llevados a cabo en localidades donde las condiciones del suelo y clima resultan óptimas para el crecimiento y desarrollo de estos cultivos.

V. CONCLUSIONES

- Los ensayos realizados en el estadio de germinación y crecimiento temprano en trigo y maíz, permitieron seleccionar una combinación hormonal según los tratamientos en donde se observó una mejora en la EG y PG.
- La aplicación del mix hormonal mejoró algunos parámetros de crecimiento evaluados en plántulas de trigo y maíz en situaciones de estrés, tanto por déficit hídrico como por acidez.
- La aplicación del mix hormonal a campo en maíz produce una mejora en el rendimiento. Sin embargo, en trigo, la aplicación de la mix hormonal no produjo el efecto positivo esperado.

VI. BIBLIOGRAFIA CITADA

- ABRECHT, D.G. Y P.S. CARBERRY. 1993. The influence of water deficit prior to tassel initiation on maize growth, development and yield. *Field Crops Res.* 31: 55-69.
- AFZAL, I.; BASRA S. M. A. and IQBAL, A. 2005. The effects of seed soaking with plant growth regulators on seedling vigor of wheat under salinity stress. *J. Stress Physiol. Biochem* 1:6-14.
- ALONSO-RAMÍREZ, A., RODRÍGUEZ D., REYES D., JIMÉNEZ J., NICOLÁS G., LÓPEZ-CLIMENT M., GÓMEZ-CADENAS A. Y NICOLÁS C. 2009. Evidence for a Role of Gibberellins in Salicylic Acid-Modulated Early Plant Responses to Abiotic Stress in *Arabidopsis* Seeds. *Plant Physiol.* 150: 1335–1344.
- ALONSO-YÁÑEZ, L. 2004. EFECTO DE LA APLICACIÓN DE SEÑALIZADORES DEL ESTRÉS EN EL CONTENIDO DE VITAMINA C Y MINERALES EN TOMATE (*Lycopersicon esculentum* (L.) Mill.). Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro división de Agronomía. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- ANDRADE, F.H., A.G. CIRILO, S.A. UHART Y M.E. OTEGUI. 1996. Ecofisiología del Cultivo de Maíz. Editorial La Barrosa-EEA Balcarce, CERBAS, INTA-FCA, UNMP (Eds.). Dekalb Press. Buenos Aires. 292 pp.
- ANSORENA MINER J. 1995. Fertilidad del suelo: Acidez y Complejo de cambio. El suelo en la agricultura y el medio ambiente II.
- ANURADHA, S. Y RAO S. S. R. 2001. Effect of brassinosteroids on salinity stress induced inhibition of seed germination and seedling growth of rice (*Oryza sativa* L.). *Plant Growth Regul.* 33: 151-153.
- ANURADHA, S. Y S.S.R. RAO 2003. Application of brassinosteroids to rice seeds (*Oryza sativa* L.) reduced the impact of salt stress on growth, prevented photosyn-thetic pigment loss and increase nitrate reductase activity. *Plant Growth Regul.* 40: 29-32.
- APEL, K. y H.HIRT 2004. Reactive oxygen species. Metabolism, oxidative stress, and signal transduction. *Ann. Rev. Plant Biol.* 55: 373-399.
- ARENAS, F., BARROS, A. 2013. El Maíz, Cátedra de Agricultura Especial - Facultad de Ciencias Agrarias - U N Cuyo.

- ARTECA, R. 1996. Plant Growth Substances. Principles and Applications. Chapman and Hall, New York. USA.
- ASHRAF, M. Y M.R. FOOLAD (2005). Pre-sowing seed treatment: a shotgun approach to improve germination, plant growth, and crop yield under saline and non-saline conditions. *Advance in Agronomy* 88: 223-271.
- ATKINSON, N.J. y P.E.URWIN. 2012. The interaction of plant biotic and abiotic stresses: from genes to the field. *J Exp Bot*, 63: 3523–3544.
- AWAN, I.U., BALOCH M.S., SADOZAI N.S. Y M.Z. SULEMANI. 1999. Stimulatory effect of GA3 and IAA on ripening process, kernel development and quality of rice. *Pak. J. Biol. Sci.* 2(2): 410-412.
- AZCÓN-BIETO, J. y M. TALÓN. 2008. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Capítulo 29: Fisiología de las plantas y el estrés (2nd ed.) Interamericana-McGraw-Hill, Madrid, pp. 577-597.
- BARCISZEWSKI, J., SIBOSKA G., RATTAN SIS y B.F.C.CLARK. 2000. Occurrence, biosynthesis and properties of kinetin (N6-furfuryladenine). *Plant Growth Regul.* 32: 257-265.
- BASSETTI, P., y M. E. WESTGATE. 1993c. Water deficits affects receptivity of maize silks. *Crop Sci.* 33:279-282.
- BASÚ, R.N., T.K. BOSE, B.N. ROY y A. MUKHOPADHYAY. 1969. Auxin Synergist in routing of cuttings. *Physiol plant* 22: 649–652.
- BELL, A. 1981. The physiological role of secondary natural products. In: *The Biochemistry of plants*. E.E. Conn Editor. Academic Press, New York. p. 1-17.
- BENAVIDEZ-MENDOZA A. 2002. Ecofisiología y Bioquímica del estrés en plantas. Departamento de Horticultura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Buenavista, Saltillo, México. 8: 7-10.
- BENNET, R.N. y R.M. WALLSGROVE. 1994. Secondary metabolites in plant defense mechanisms. *New Phytol.* 127: 617-633.
- BIEBERACH C.Y., B. LEÓN, O.T. CENTURIÓN, J.A. RAMIREZ, E. GROS y L. GALAGOVSKY. 2000. Estudios preliminares sobre el efecto de dos brassinosteroides sintéticos sobre el crecimiento in vitro de yuca, ñame y piña. *Anales de la Asociación Química Argentina* 88: 1-7.

- BLUM, A. 1998. Improving wheat grain filling under stress by stem reserve mobilisation. *Euphytica*, 100(1998), pp.77–83.
- BOIERO L., PERRIG D., MASCIARELLI O., PENNA C., CASSÁN F. Y V. LUNA. 2007. Plant growth promoting mechanisms characterization in three *Bradyrhizobium japonicum* strains used for soybean (*Glycine max* L.) commercial inoculants development. *Applied Microbiol. Biotechnol.* 74 (4): 874-880.
- BRAY E.A, BAILEY-SERRES J. y E.WERETILNYK. 2000. Responses to abiotic stresses. In: Gruissen W., Buchannan B., Jones R. (ed.) American Society of Plant Biologists Biochemistry and Molecular Biology of Plants, Rockville MD, pp 1158-1249.
- BURKE, E.J., S.J. BROWN y N. CHRISTIDIS. 2006. Modelling the recent evolution of global drought and projections for the 21 st century with the Hadley Centre climate model. *J. Hydrometeorol.* 7: 1113–1125.
- BUTOLA, J. S. and BADOLA, H. K. 2004. Effect of pre-sowing treatment on seed germination and seedling vigour in *Angelica glauca*, a threatened medicinal herb. *Curr. Sci.* 87:796-799
- CAMPBELL, G.S., Y J.M. NORMAN (1998). Environmental biophysics. Springer-Verlag, New York, second edition, ISBN 0-387-94937-2: 41 y 224-225.
- CASSÁN F., PERRIG D., SGROY V., MASCIARELLIO., PENNA C. Y V. LUNA. 2009. *Azospirillum brasilense* Az39 and *Bradyrhizobium japonicum* E 109 promote seed germination and early seedling growth, independently or co-inoculated in maize (*Zea mays* L.) and soybean (*Glycine max* L.). *Eur J. of Soil Biol* 8 (3): 9-17.
- CASSÁN F., PERRIG D., SGROY V. Y V. LUNA. 2012. Basic and Technological Aspects of Phytohormone Production by Microorganisms: *Azospirillum* sp. as a Model of Plant Growth Promoting Rhizobacteria. En: Plant growth and Health Promoting Bacteria: Plant Nutrient Management (D. K. Maheshwari, ed) SPRINGER Vol. III.
- CASTILLO, G.; ALTUNA, B.; MICHELENA, G.; SÁNCHEZ-BRAVO, J. Y M. ACOSTA, 2005. Cuantificación del contenido de ácido indolacético (AIA) en un caldo de fermentación microbiana. *Anales de Biología*, 27: 137-142.

-CLOUSE S.D. Y J.M.SASSE. 1998. Brassinosteroids: Essential regulators of plant growth and development. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 49: 427-451.

-CUSSIANOVICH, P. 2001. Una aproximación a la agricultura orgánica. *IICA* 5:3-7.

-DARDANELLI, J., D. COLLINO, M. O. OTEGUI Y V. O. SADRAS. 2003. Bases funcionales para el manejo del agua en los sistemas de producción de grano. En: Producción de granos: Bases funcionales para su manejo. E.H. Satorre, R. Benech-Arnold, G.A. Slafer, E.B. de la Fuente, D.J. Miralles, M.O. Otegui y R. Savin (Eds.). Editorial Facultad Agronomía Universidad de Buenos Aires. Cap. 16. Pág. 375- 440.

-DAVIES P.J. 2004. Plant hormones: biosynthesis, signal transduction, action. Kluwer Academic Press, The Netherlands.

-DAVIDSON, D.J. y P.M. CHEVALIER. 1992. Storage and remobilisation of water-soluble carbohydrates in stems of spring wheat. *Crop Sci* 32: 186–190.

-DE LEÓN, G.F. Y A. LARQUÉ-SAAVEDRA. 1979. Cierre estomatal inducido por aspirina y su dependencia del pH. *Agrociencia* 37: 67-75.

-DHAUBHADEL S., BROWNING K. S., GALLIE D. R., Y P. KRISHNA. 2002. Brassinosteroid functions to protect the translational machinery and heat-shock protein synthesis following thermal stress. *Plant J.* 29: 681-691.

-DREVER, J.I. 1997. The geochemistry of natural waters: surface and groundwater environments. 3era edn. Prentice-Hall, Inc. Nueva Jersey, USA.

-DUBIKOVÁ, M., CAMBIER, P., ŠUCHA, V. y M. ČAPLOVIČOVÁ. 2002. Experimental soil acidification. *Applied geochemistry* 17:245-257.

-EPPINGER, R.G. y R. FUGE. 2009. Natural low-pH environments unaffected by human activity. *Applied geochemistry* 24:189-190.

-FAO. 2004. Uso de fertilizantes por cultivo en Argentina. Servicio de manejo de las tierras y de la nutrición de las plantas. Dirección de fomento de aguas y tierras. Organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación. Roma, Italia.

-FAO, 2013. Cómo alimentar al mundo en 2050. http://www.fao.org/fileadmin/templates/wsfs/docs/synthesis_papers/C%C3%B3mo_alimentar_al_mundo_en_2050.pdf

-FEBLES, J. M., F. FUNES M. GARCÍA, TRETO, E. Y A. COMPANIONI. 2001. Transformando el Campo Cubano. Avances de la Agricultura Sostenible. ACTAF. Asociación Cubana de Técnicos Agrícolas y Forestales. Pp. 165- 190.

-FUJITA, M., FUJITA Y. NOUTOSHI Y., TAKAHASHI F., NARUSAKA Y., YAMAGUCHI-SHINOZAKI K. y K. SHINOZAKI 2006. Crosstalk between abiotic and biotic stress responses: a current view from the points of convergence in the stress signaling networks. *Curr Opin Plant Biol*, 9: 436-442.

-GALINAT, W.C. 1988. The origin of corn. In G.F. Sprague & J.W. Dudley, eds. Corn and corn improvement, 3rd ed., p. 1-31. Madison, WI, USA, American Society of Agronomy.

-GARCÍA-MARTÍNEZ J.L. y P. HEDDEN. 1997. Gibberellins and fruit development. En: Phytochemistry of Fruit and Vegetables. FA Tomás-Barberán & RJ Robins Eds, Clarendon Press, Oxford, UK. pp 263-285.

-GAUDINOVA A., H., SUSSENBKOVA, M., VOJTECHOVA, M., KAMINEK, J., EDER y L., HOHOUT. 1995. Different effects of two brassinosteroids on growth, auxin and cytokinin content in tobacco callus tissue. *Plant Growth Regul* 17: 121-126.

-GIACOMELLI, J., I., CABELLO, J., V., ARCE, A., L., DEZAr, C., A., ARIEL, F., D., CHAN, R., L. 2008. Mecanismos moleculares de respuesta a distintos tipos de estrés abiótico en las plantas. Laboratorio de Biotecnología Vegetal- Instituto de Agrobiotecnología del Litoral (IAL)- Conicet-UNL Facultad de Bioquímica y Ciencias Biológicas. P: 339.

-GOCAL G.F., POOLE A.T., GUBLER F., WATTS R.J., BLUNDELL C. y R.W. KING. 1999. Long-day up-regulation of a GAMYB gene during *Lolium temulentum* inflorescence formation. *Plant Physiol* 119: 1271- 1278.

-GOLLAN, T., U. SCHURR, Y E.D. SCHULZE. 1992. Stomatal response to drying soil in relation to changes in the xylem sap composition of *Helianthus annuus*. I. The concentration of cations, anions, amino acids in, and pH of, the xylem sap. *Plant Cell Environ* 15 (5): 551-559.

- GOODMAN, M.M. 1988. The history and evolution of maize. *CRC Crit. Rev. Plant Sci.*, 7: 197-220.
- HALL, A.J., J.H. LEMCOFF Y N. TRAPANI. 1981. Water stress before and during flowering in maize and its effects on yield, its components, and their determinants. *Maydica* 26:19-38.
- HALL, A.J., C.M. REBELLA, C.M. GHERSA, and J.P. CULOT. 1992. Field-crop systems of the Pampas, p. 413- 449, In C. J. Pearson, ed. *Field Crop Ecosystems*. Elsevier, Amsterdam, the Netherlands.
- HANADA, K., KAGAWA K., YOKOYAMA Y. Y OIJI A. 1994. Effect of Kinetin absorbed from roots on the growth of tiller buds under deep water conditions and after lowering the water level in flooded rice. *JPN J. Trop. Agr.* 38: 124-130.
- HAYNES, R.J., y M.S. MOKOLOBATE. 2001. Amelioration of Al toxicity and P deficiency in acid soils by additions of organic residues: a critical review of the phenomenon and the mechanisms involved. *Nutrient cycling agroecosystems*. 59:47-63.
- HEDDEN P. Y A. L. PHILLIPS. 2000. Gibberellin metabolism: new insights revealed by the genes, *Trends Plant Sci.* 5: 523–530.
- HENNIG, J., J. MALAMY, G. GRYNKIEWICZ, J. INDULSKI, y D.F. KLESSING. 1993. Interconversion of the salicylic acid signal and its glucoside in tobacco. *Plant J.* 4:593-600.
- HERNÁNDEZ P.1997. Morphogenesis in sunflower as affected by exogenous application of plant growth regulators. *Agriscientia* 13:3-11.
- HEYDECKER W., HIGGINS J., GULLIVER R.L. 1973. Accelerated germination by osmotic seed treatment. *Nature* 246:42-44.
- HIRSCH, A. M., Y. FANG, S. ASAD Y Y. KAPULNIK. 1997. The role of phytohormones in plantmicrobe symbiosis. *Plant Soil* 194: 171-184.
- HOWELL S. H., S. LALL y P. CHE. 2003. Cytokinins and shoot development. *Trends Plant Sci* 8: 453- 459.

- HSIAO T.C., E. YOUNG, E. FERERES, y D. W. HENDERSON. 1976. Water stress, growth and osmotic adjustment. In: Philosophical Transactions of the Royal Society London. Series B, Biological Sciences 273(927) 479-500.
- HULUGALLE, N.R. 1992. Amelioration of a highly degraded tropical Alfisol by planting. Changes in soil physical and chemical properties. *Land degradation develop* 3:141-152
- HUMPHREYS, J.M. Y C. CHAPPLE. 2002. Rewriting the lignin roadmap. *Curr Op Plant Biol.* 5: 224-229.
- INFOSTAT 2002. InfoStat versión 1.1. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.
- JAVID, D., SOROOSHADEH A., MORADI F., SANAVY M. y I. ALLAHDADE. 2011. The role of phytohormones in alleviating salt stress in crop plants. *Aus. J. Crop Sci.* 5(6):726-734.
- JENIK P.D. y M.K. BARTON. 2005. Surge and destroy: the role of auxin in plant embryogenesis. *Development* 132: 3577-3585.
- JORDÁN, M. Y J. CASARETTO. 2006. En: Fisiología Vegetal (F.A. Squeo & L. Cardemil, eds.) Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile. Capítulo XV Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Giberelinas y Citocininas.
- KABAR, K. 1990. Comparison of kinetin and gibberellic acid effects on seed germination under saline conditions. *Phyton* 30(2): 291-298.
- KAKIMOTO, T. 2003b. Perception and signal transduction of cytokinins. *Ann Rev Plant Biol* 54: 605-207.
- KAUR S., GUPTA A.K. Y N. KAUR. 1998. Gibberellic acids and kinetin partially reverse the effect of water stress on germination and seedling growth in chick pea. *Plant Growth Regul.* 25(1):29-33.
- KIM, S. K., C. C. SOO, E. J. LEE, W. S. CHUNG, Y. S. KIM, S. HWANG y J. S. LEE. 2000. Involvement of brassinosteroids in the gravitropic response of primary root of maize. *Plant Physiol* 123: 997-1004.

- KING, R. W., EVANS, L. T., 2003. Gibberellins and flowering of grasses and cereals: prising open the lid of the 'florigen' black box. *Annual Review of Plant Biology* 54, 307–328
- LAMZ-PIEDRA, A., GONZÁLEZ-CEPERO, M. 2013. Salinity as a problem in agriculture: plant breeding an immediate solution. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA). San José de las Lajas, Cuba. Vol. 34, n° 34
- LARQUÉ-SAAVEDRA, A. 1975. Studies on hormonal aspects of plant growth in Relation to chemical and environment treatments. Ph.D. Thesis. London.
- LARQUÉ-SAAVEDRA, A. 1978. The antitranspirant effect of acetylsalicylic acid on *Phaseolus vulgaris*. *Physiol. Plant.* 43:126-128.
- LARQUÉ-SAAVEDRA, A. 1979. Stomatal closure in response to acetylsalicylic acid treatment. *Z. Pflanzenphysiologie* 93:371-375.
- LEE, J., JOUNG K. T., HAYAIN K. H Y L.S. HEE 1999. Effect of chilling and growth regulators in seedling stage on flowering of *Lilium formolongi*. *Hangut Wanye Hakcheochi* 40 (2): 248-252.
- LEIDWEIN, A., 2011. La seguridad alimentaria, el cambio climático y los derechos de propiedad intelectual. Conferencia Internacional organizada por la OMPI. Ginebra, Suiza: P: 2-4.
- LETHAM, D. S. 1973. Cytokinins from *Zea mays*. *Phytochem.* 12: 2445-2455.
- LICHTENTHALER, H. K. 2003. El estrés y la medida del estrés en las plantas. La ecofisiología vegetal. Una ciencia de síntesis. M.J. Reigosa, N. Pedrol, y A. Sánchez (Eds.). Thompson Editores, España: 59-113.
- MAC KEY, J. 2005. Wheat: Its concept, evolution, and taxonomy. En: *Durum Wheat Breeding: Current Approaches and Future Strategies*, C. Royo, M.M. Nachit, N. DiFonzo, J.L. Araus, W.H. Pfeiffer, G.A. Slafer (eds.), vol. 1, The Haworth Press, Inc., New York, pp. 3-61.
- MAKAROVA R.V., BAES E.P., MARTINISH F., SANCHES P. Y K. RANAVIRA 1988. The action of 6- benzylaminopurine on the growth of soybean cotyledons and hypocotyls. *Biol. Nauki*. (Mosc). 5: 81-84.

-MANGELSDORF, P.C. 1974. Corn, its origin, evolution and improvement. Cambridge, MA, USA, Belknap Press, Harvard University Press.

-MATHER, T. A., A. G. ALLEN, B. M. DAVISON y D. M. PYLE. 2004. Nitric acid from volcanoes. *Earth planetary science letters*. 218:17-30.

-MATHEW J. Y K.M. RAYAN 1995. Influence of plant growth promoter in transplanted lowland rice. *J. Trop. Agr.* 33: 82-83.

-MCSTEEN, P. y Y. ZHAO. 2008 Plant Hormones and Signaling: Common Themes and New Developments. *Developmental Cell*. 14:467-473.

-MEDRANO, H., Y J. FLEXAS. 2003. Respuesta de las plantas al estrés hídrico. En: La ecofisiología vegetal. Una ciencia de síntesis. M.J. Reigosa, N. Pedrol, y A. Sánchez (eds.). Thompson Editores, España: 253-285.

-MÉTRAUX, J.P. Y I. RASKIN. 1993. Role of phenolics in plant disease resistance. New York: John Wiley & Sons. In *Biotechnology in Plant Disease Control*, ed. I Chet. 11:191–209.

-MITTLER, R. 2006. Abiotic stress, the field environment and stress combination. *Trends Plant Sci.* 11 (1): 15–19.

-MITTLER, R., y E. BLUMWALD. 2010. Genetic engineering for modern agriculture: challenges and perspectives. *Ann Rev Plant Biol*, 61: 443–462.

-MOK D.W. Y M.C. MOK 2001. Cytokinin metabolism and action. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 52: 89-118.

-NUÑEZ, M. 1994. Influencia de análogos de Brasinoesteroides en el rendimiento de cultivos hortícolas. / IX Seminario Científico Internacional INCA. *Cultivos Tropicales*. 15:87-88.

-NUÑEZ, M. 1998. Efecto de tratamientos con brasinoesteroides sobre las relaciones hídricas y el crecimiento de plantas de tomate bajo estrés hídrico. Actas del 4º Simposium Hispano-Portugues. Relaciones hídricas en las plantas, Murcia, España: p. 206-209.

-NUÑEZ, M., L.M, MAZORRA, Y., REYES. L, MARTÍNEZ, 2010. Los brasinoesteroides y la respuestas de las plantas a estrés abióticos. Una visión actualizada. *Cult. Trop.* 31:56-75

- OTEGUI, M. E., F. H. ANDRADE, y E.E. SUERO. 1995a. Growth, water use, and kernel abortion of maize subjected to drought at silking. *Field Crops Res.* 40:87-94.
- OUYANG, J., X. SHAO y J. LI. 2000. Indole-3-glycerol phosphate, a branchpoint of indole-3-acetic acid biosynthesis from the tryptophan biosynthetic pathway in *Arabidopsis thaliana*. *Plant J* 24: 327–333.
- PALIWAL, R. L., GRANADOS, G. HONOR-RENÉE, L., VIOLIC, A. D. 2001. El maíz en los Trópicos: Mejoramiento y producción. Servicios de Cultivos y Pastos, Dirección de Producción y Protección Vegetal de la FAO. Roma, Italia. 13-18.
- PENG, J. y N.P. HARBERD. 2002. The role of GA-mediated signaling in the control of seed germination. *Curr Opin Plant Biol.* 5: 376-381.
- PERIÓDICO INNOVAK, 2010. Aplicación de hormonas y reguladores de crecimiento en los cultivos agrícolas. Vol. 25. http://www.innovakglobal.com/periodicos_pdf/periodico_innovak_mayo10.pdf
- PERRIG, D., BOIERO L., MASCIARELLI O., PENNA C., RUIZ O., CASSÁN F.Y V. LUNA. 2007. Plant growth promoting compounds produced by two agronomically important strains of *Azospirillum brasilense*, and their implications for inoculant formulation. *Applied Microbiol. Biotechnol.* 75 (5): 1143-1150.
- PFLUGER J. y P. ZAMBRYSKI. 2004. The role of SEUSS in auxin response and floral organ patterning. *Development* 131:4697–4707.
- PIRASTEH-ANOSHEH, H., RANJBAR, G., EMAM, Y. and ASHRAF, M.; 2014. Salicylic-acid-induced recovery ability in salt-stressed *Hordeum vulgare* plants. *Turk. J. Bot.*, 38, pp. 112-121.
- POMARES, F., C. BAIXAULI, J. M. AGUILAR y M. RIBÒ. 2008. Respuesta de una rotación de hortalizas ecológicas y de producción integrada a diferentes modalidades de gestión de los restos de cultivo. *Agrícola Vergel* 25-30.
- PUGNAIRE, F.I., L. SERRANO ENDOLZ y J. PARDOS. 1994. In: Pessaraki, M. (ed). University of Arizona, Tucson, Arizona, USA. Constraints by stress on Plant Growth. 247-259.

- POLLMANN, S., D. NEU y E.W. WEILER. 2003. Molecular cloning and characterization of an amidase from *Arabidopsis thaliana* capable of converting indole-3-acetamide into the plant growth hormone, indole-3-acetic acid. *Phytochem* 62: 293–300.
- POPULATION REFERENCE BUREAU, 2005. Cuadro de la población mundial. http://www.prb.org/pdf05/05WorldDataSheet_SP.pdf
- RAJJOU, L., BELGHAZI M., HUGUET R., ROBIN C., MOREAU A., JOB C. Y D. JOB. 2006. Proteomic investigation of the effect of salicylic acid on *Arabidopsis* seed germination and establishment of early defense mechanisms. *Plant Physiol.* 141:910-23.
- RICE, K.C. y J.S. HERMAN. 2012. Acidification of Earth: An assessment across mechanisms and scales. *Applied geochemistry* 27:1-14.
- RITENOUR, M.A., SUTTER E.G., WILLIAM D.M. Y M.E. SALTVEIT 1996. IAA content and auxiliary bud development in relation to russet spotting in harvested Iceberg lettuce. *J. A. Soci. Hort. Sci.* 121(3): 543-547.
- RIVEROS, A. 2010. Inducción de Resistencia en Plantas: Interacción Planta-Patógeno. IICA. San José, Costa Rica. 131pp.
- ROMÁN M.; M. ALONSO; C. GONZÁLEZ; X. XIQUÉS y I. SÁNCHEZ. 2001. Estudios citogenéticos y genético-bioquímico en cultivares de plátano fruta (*Musa* spp), Cuba: Instituto de Investigaciones en Viandas Tropicales, Facultad de Biología, Universidad de la Habana.
- SAEEDI, S.J. 1984. Effect of Salicylic and Acetylsalicylic Acids on the scatonastic and Photonastic leaflet Movement of *Cassia pasciculata*. *Plant Physiol.* 76:851-853.
- SAKAMOTO T., K. MIURA, H. ITOH, T. TATSUMI, M. UEGUCHI-TANAKA, K. ISHIYAMA, M. KOBAYASHI, G.K. AGRAWAL, S. TAKEDA, K. ABE, A. MIYAO, H. HIROCHIKA, H. KITANO, M. ASHIKARI y M. MATSUOKA. 2004. An overview of gibberellin metabolism enzyme genes and their related mutants in rice, *Plant Physiol.* 134: 1642–1653.
- SALISBURY, F.B., Y C.W. ROSS. 2000. Fisiología de las plantas. Células: agua, soluciones y superficies. Ed. Paraninfo Thomson Learning, Madrid: 5-275.

- SÁNCHEZ, J. I. 2008. Análisis ecofisiológico y molecular del impacto de la genética del trigo duro en ambiente mediterráneo sobre la formación del rendimiento y la acumulación de aminoácidos y proteínas. Tesis Doctoral. Universidad de Granada.
- SANTNER, A., CALDERON-VILLALOBOS A. Y ESTELLE M. 2009. Plant hormones are versatile chemical regulators of plant growth. *Nature Chem. Biol.* (5) 5.
- SASSE J.M. 1997. Recent progress in brassinosteroid research. *Physiol Plantarum* 100: 696–701.
- SAXENA, P.K. y A. RASHID. 1980. Differentiation of Bud cell on the protonema of the Moss *Anoectanquium thomsonii*. Effect of Aspirin and salicylic acid. *Pflanzenphysiology* 187-189.
- SERRATOS-HERNÁNDEZ, J. A. 2009. El origen y la diversidad del maíz en el continente americano. Universidad Autónoma de la Ciudad de México. 4-12.
- SHARMA R.C., E. DUVEILLER y G. ORTIZ-FERRARA. 2007. Progress and challenge towards reducing wheat spot blotch threat in the Eastern Gangetic Plains of South Asia: is climate change already taking its toll. *Field Crops Res* 103:109–118.
- SHAW, R.H. 1988. Climate requirement. In: Sprague G.F., Dudley J.W eds. *Corn and Corn 638 Improvement*, 3rd ed Madism, WI:ASA 609.
- SMITH, P.M., y C.A. ATKINS. 2002. Purine biosynthesis. Big in cell division, even bigger in nitrogen assimilation. *Plant Physiol* 128:793-802.
- SOLANS, M., VOBIS G., CASSÁN F., LUNA V. Y L.WALL. 2011. Production of phytohormones by root-associated saprophytic actinomycetes isolated from the actinorhizal plant *Ochetophila trinervis*. *World J. Microbiol. Biotechnol.* 27 (9): 2195-2202.
- TILMAN, D. 1988. *Plant Strategies and the Dynamics and Structure of Plant Communities*. Monographs in Population Biology 26. Princeton University Press, Princeton, NJ. 360 pp.
- TOTIS DE ZELJKOVICH, L.E.; REBELLA, C. M. 1980. Necesidades de agua de un cultivo de maíz en la región de Pergamino. In: Congreso Nacional de Maíz, 3º, Pergamino, 1980. Actas. Pergamino, A.I.A.N.B.A. pp 211-220.

- TOUCHETTE, B.W., IANNACONE, L.R., TURNER, G.E. ET AL. WETLANDS (2007). Drought tolerance versus drought avoidance: A comparison of plant-water relations in herbaceous wetland plants subjected to water withdrawal and repletion 27: 656. doi:10.1672/0277-5212(2007)27[656:DTVDA]2.0.CO;2.
- TREJO, L.C. 1981. Resistencia a la sequía IV: Efecto antitranspirante del Ácido Salicílico sobre fríjol (*Phaseolus vulgaris*). Tesis Licenciatura UNAM p. 66.
- TREVAWAS, A. 1981. How do plant growth substances work? *Plant Cell Environ.* 4: 203-228.
- VARDHINI B.V. y S.S R. RAO. 2003. Amelioration of osmotic stress by brassinosteroids on seed germination and seedling growth of three varieties of sorghum. *Plant Growth Regul* 41: 25-31.
- VASIL I. K. 1998. Biotechnology and food security for the 21st century: A real-world perspective. *Nature Biotech* 16:399-400.
- VENDRAME, P.R.S., O. R. BRITO, E. S.MARTINS, C. QUANTIN, M. F. GUIMARÃES, y T. BECQUER. 2013. Acidity control in latosols under long-term pastures in the Cerrado region, Brazil. *Soil Res* 51:253-261.
- VESELOVA, T. V. and VESELOVSKY, D. V. A. 2003. Investigation of atypical germination changes during accelerated ageing of pea seeds. *Seed Sci. Tech.* 31:517-530.
- VLOT, A.C., D. A. DEMPSEY Y D.F. KLESSIG. 2009. Salicylic acid, a multifaceted hormone to combat disease. *Ann Rev Phytopathol* 47:177-206.
- WALKER, T.S., H. P. BAIS, E. GROTEWOLD Y J.M. VIVANCO. 2003. Root exudation and rhizosphere biology. *Plant Physiol* 132:44-51.
- WENT F.W. y K.V. THIMANN. 1937. *Phytohormones*. New York: The Macmillan Company.
- Woodward AW & B Bartel. 2005. Auxin: regulation, action and interaction. *Ann Bot* 95:707- 735.
- WESTGATE, M. E., Y J. S. BOYER. 1986. Reproduction at low silk and pollen water potentials in maize. *Crop Sci.* 26:951-956.
- WIKIPEDIA, 2016. pH del suelo. https://es.wikipedia.org/wiki/PH_del_suelo

- WITKOWSKI E, T. F. y B. B. LAMONT. 1991. Leaf specific mass confounds leaf density and thickness. *Oecologia*, 88:486-493.
- WU Y, B. R. JEONG, S. C. FRY, y J. S. BOYER. 2005. Change in XET activities, cell wall extensibility and hypocotyl elongation of soybean seedlings at low water potential. *Planta* 220, 593-601.
- YU, H., T. ITO, Y. ZHAO, J. PENG, P. KUMAR y E.M. MEYEROWITZ. 2004. Floral homeotic genes are targets of gibberellin signaling in flower development. *Proc Natl Acad Sci U S A*. 101:7827-32.
- ZAPATA HERNÁNDEZ, R.D. 2004. Química de la acidez del suelo. Medellín, Colombia.
- ZHANG, H.M., B. R. WANG, M. G. XU, y T. L. FAN. 2009. Crop yield and soil response to long-term fertilization on a red soil in southern China. *Pedosphere*. 19(2):199-207.
- ZHU J. K. 2001. Cell signaling under salt, water and cold stresses. *Curr Opin Plant Biol*, 4:401-406.