

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

**EVALUACIÓN AGRONÓMICA DE SUSTRATOS ORGÁNICOS I
LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES DE TOMATE
(*Lycopersicon sculentum*)**

Tomo I

por

**Alicia GALLO RODRÍGUEZ
Virginia VIANA OTERO**

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo.**

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2005**

Tesis aprobada por:

Director:

Ing. Agr. Margarita García

Ing. Agr. Héctor González

Ing. Agr. Estela Priore

Fecha: 18 de noviembre de 2005

Autor:

Alicia Gallo Rodríguez

Virginia Viana Otero

AGRADECIMIENTOS

Queremos expresar nuestro agradecimiento a todas las personas que hicieron posible este trabajo, en especial:

Ing. Agr. Margarita García, Facultad de Agronomía, cátedra de horticultura, Montevideo.

Ing. Agr. Estela Priore, Facultad de Agronomía, cátedra de estadística, Montevideo.

Ing. Agr. Héctor González, Facultad de Agronomía, cátedra de horticultura, Montevideo.

Ing. Agr. Cristina Mori, Facultad de Agronomía, cátedra de estadística, Montevideo.

Ing. Agr. Wilfredo Ibáñez, Facultad de Agronomía, cátedra de estadística, Montevideo.

Ing. Agr. Román Gadea.

Sra. Yolanda González, Dirección de Suelos y Aguas, MGAP, Montevideo.

Tec. Agr. Roberto Quintana, Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, “Las Brujas”, Canelones.

Ing. Agr. Roberto Do Campo, Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, “Las Brujas”, Canelones.

Ing. Agr. Guillermo Galván, Facultad de Agronomía, cátedra de horticultura, Montevideo.

Cátedra de Fertilidad, Facultad de Agronomía, Montevideo.

También agradecer especialmente a nuestras familias y amigos, quienes nos alentaron y apoyaron incondicionalmente.

TABLA DE CONTENIDOS

	<u>Página</u>
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS	VII
LISTA DE FIGURAS.....	XII
LISTA DE GRÁFICOS.....	XIII
1- <u>INTRODUCCION</u>-----	1
2- <u>REVISION BIBLIOGRAFICA</u>-----	3
2.1- <u>CARACTERIZACION DE SUSTRATOS</u> -----	3
2.1.1- <u>Importancia del estudio de sustratos</u> -----	3
2.1.2- <u>Propiedades de los sustratos</u> -----	7
2.1.3- <u>Propiedades físicas</u> -----	9
2.1.3.1- <u>Granulometría</u> -----	10
2.1.3.2- <u>Densidad real</u> -----	14
2.1.3.3- <u>Densidad aparente</u> -----	14
2.1.3.4- <u>Porosidad total</u> -----	15
2.1.3.5- <u>Porosidad del aire</u> -----	16
2.1.3.6- <u>Capacidad de retención de agua</u> -----	17
2.1.3.7- <u>Agua disponible</u> -----	20
2.1.3.8- <u>Efectos de la geometría de contenedor y compactación en sustratos.</u> --	21
2.1.4- <u>Propiedades químicas</u> -----	22
2.1.4.1- <u>Capacidad de intercambio catiónico</u> -----	23
2.1.4.2- <u>Contenido de nutrientes</u> -----	25
2.1.4.3- <u>pH</u> -----	27
2.1.4.4- <u>Capacidad buffer</u> -----	28
2.1.4.5- <u>Salinidad</u> -----	28
2.1.4.6- <u>Grado de descomposición</u> -----	29
2.1.5- <u>Tipos de sustratos y materiales</u> -----	30
2.1.5.1- <u>Tipos de sustratos y materiales orgánicos</u> -----	33
2.1.5.2- <u>Tipos de sustratos y componentes inorgánicos</u> -----	44
2.1.5.3- <u>Propiedades físicas de diferentes materiales</u> -----	47
2.1.5.4- <u>Propiedades químicas de diferentes materiales</u> -----	50
2.2- <u>MATERIA ORGÁNICA</u>-----	53
2.2.1- <u>Definición</u> -----	53
2.2.2- <u>Estabilidad de la materia orgánica</u> -----	54
2.2.3- <u>Efectos de la materia orgánica</u> -----	54

2.3- COMPOST	58
2.3.1- <u>Definición e importancia</u>	58
2.3.2- <u>Proceso de Compostaje</u>	60
2.3.2.1- Fases del proceso de compostaje	60
2.3.2.2- Parámetros del compostaje	62
2.3.3- <u>Lombricompost</u>	71
2.4- MÉTODOS DE ANÁLISIS DE SUSTRATOS	72
2.4.1- <u>Métodos de análisis físico</u>	72
2.4.1.1- Granulometría	72
2.4.1.2- Densidad real	72
2.4.1.3- Densidad aparente y porosidad	73
2.4.1.4- Contenido de humedad	73
2.4.2- <u>Métodos de análisis químico</u>	74
2.4.2.1- Materia orgánica y cenizas	74
2.4.2.2- pH, conductividad y nutrientes	74
2.4.2.3- Capacidad de intercambio catiónico	78
2.4.2.4- Elementos totales	79
2.5- DESARROLLO Y CRECIMIENTO DEL PLANTÍN DE TOMATE	80
2.5.1- <u>Generalidades de la planta de tomate</u>	80
2.5.2- <u>Germinación de la semilla de tomate</u>	81
2.5.2.1- Factores que afectan la germinación	82
2.5.3- <u>Desarrollo y crecimiento del plantín de tomate</u>	86
2.5.3.1- Características de un plantín de calidad	86
2.5.3.2- Factores que afectan el crecimiento	87
3- MATERIALES Y MÉTODOS	96
3.1- ANALISIS ESTADISTICO	96
3.2- TRATAMIENTOS	97
3.3- ANÁLISIS DE SUSTRATOS	98
3.3.1- <u>Análisis Físico</u>	98
3.3.1.1- Análisis granulométrico	98
3.3.1.2- Análisis de la dinámica agua:aire	98
3.3.2- <u>Análisis Químico</u>	101
3.4- EVALUACIÓN AGRONÓMICA	103
3.4.1- <u>Ensayo de emergencia</u>	103
3.4.2- <u>Ensayo de crecimiento</u>	104
3.5- ANALISIS DE SEMILLA	106
3.6- ANALISIS FOLIAR	106
3.7- ANALISIS DE AGUA	108

3.8- REGISTRO DE TEMPERATURAS	109
4- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	110
4.1- CARACTERIZACIÓN DE LOS SUSTRATOS	110
4.1.1- <u>Caracterización física</u>	110
4.1.1.1- Granulometría	110
4.1.1.2- Dinámica agua:aire de los sustratos.	112
4.1.2- <u>Caracterización química</u>	116
4.1.2.1- Materia orgánica	116
4.1.2.2- Capacidad de Intercambio Catiónico	118
4.1.2.3- Macronutrientes	120
4.1.2.4- Micronutrientes	125
4.1.2.5- Conductividad	126
4.2- EVALUACIÓN AGRONÓMICA	128
4.2.1- <u>Resultados del Análisis de Germinación de las Semillas</u>	128
4.2.2- <u>Análisis de agua</u>	128
4.2.3- <u>Registros de Temperatura</u>	130
4.2.4- <u>Ensayo de Emergencia</u>	132
4.2.5- <u>Crecimiento del plantín</u>	136
4.2.5.1- Altura	136
4.2.5.2- Peso	152
4.2.6- <u>Análisis foliar</u>	175
5- CONCLUSIONES	179
6- SUGERENCIAS	181
7- RESUMEN	182
8- BIBLIOGRAFÍA	184
9- IMÁGENES	189
10- ANEXOS	195

LISTA DE CUADROS

Cuadro N°	Página
2.1 Influencia del tamaño de partícula en la porosidad y retención del agua -----	11
2.2 Clasificación granulométrica según la Norma oficial del Reino Unido. -----	12
2.3 Grado textural de ASTM y Escandinavo -----	13
2.4 Clasificación del grado de tamaño de poros por observación de la distribución del agua en la turba. -----	13
2.5 Variación de la porosidad, densidad aparente y retención de agua con el grado de compactación -----	22
2.6 Relación entre la CIC y los contenidos en materia orgánica y arcilla de algunos suelos -----	24
2.7 Interpretación de niveles de nutrientes obtenidos por el método del extracto de saturación -----	25
2.8 Rango óptimo de micronutrientes determinado por el método SME con DTPA--	25
2.9 Óptimos niveles de condiciones químicas en sustratos-----	26
2.10 Niveles de salinidad determinados por el método SME con DTPA -----	29
2.11 Evolución en el tiempo de los medios de crecimiento. -----	30
2.12 Diversos subproductos y residuos empleados como ingredientes de sustratos ----	31
2.13 Propiedades físicas en Compost de residuos urbanos-----	34
2.14 Composición del compost urbano -----	35
2.15 pH, conductividad eléctrica, y nutrientes extractables en agua en compost de residuos vegetales, corteza de pino y turba.-----	37
2.16 Composición de compost de residuos vegetales -----	37

2.17	Análisis químico de cáscara de arroz carbonizada (CAC) y arena (A).	38
2.18	Descomposición de diferentes tipos de turbas	39
2.19	Propiedades físicas de las turbas según la composición botánica y el grado de descomposición	40
2.20	Niveles de Relaciones C/N de Turba	41
2.21	Mezcla de turba y corteza compostada	42
2.22	Composición de estiércoles (%MS)	43
2.23	Valores de la CIC de algunos componentes del suelo	44
2.24	Propiedades físicas de un tipo de perlita comercial de textura intermedia	46
2.25	Propiedades físicas de la lana de roca comercial	46
2.26	Características físicas ideales de un sustrato para plantas ornamentales	47
2.27	Propiedades físicas de diferentes materiales	47
2.28	Densidad aparente y real de diferentes sustratos orgánicos.	47
2.29	Porosidad de sustratos de pino molido y turba.	48
2.30	Razón de vacíos de sustratos.	48
2.31	Efecto de sustratos orgánicos en la formación de mudas de tomate.	49
2.32	Propiedades físicas de diferentes sustratos	49
2.33	Capacidad de intercambio catiónico de diferentes sustratos	50
2.34	Tenores totales de nitrógeno, fósforo y potasio de diferentes materiales	50
2.35	Elementos químicos de diversos materiales	50
2.36	Valores de la relación Carbono/Nitrógeno de diferentes materiales orgánicos	51
2.37	pH según tipo de sustrato	51

2.38	Comportamiento químico de aquellos compost utilizados en los sustratos -----	52
2.39	Propiedades químicas de diferentes sustratos -----	52
2.40	Relación Carbono/Nitrogeno de diferentes tipos de Compost -----	64
2.41	Promedios de reducciones de un compost de desechos domiciliarios con 10 a 30 días de fermentación a 60°C -----	66
2.42	Disponibilidad de nutrientes en composts. -----	68
2.43	Evolución de los parámetros en una experiencia de compostaje de desechos urbanos (EEUU)-----	70
2.44	Porcentaje de germinación mínima para considerar una semilla de buena calidad-----	83
2.45	Temperatura de germinación requerida. -----	85
2.46	Germinación y emergencia del tomate en diferentes temperaturas -----	85
2.47	Producción de materia seca y extracción de nutrientes por el cultivar de tomate Roma VF, durante la fase de muda. -----	90
2.48	Ejemplo de rango de contenido de nutrientes encontrados en hojas de plantas de tomate sanas. -----	90
2.49	Tolerancia del tomate a la salinidad en relación con la disminución de su rendimiento (FAO)-----	91
2.50	Temperaturas requeridas para destruir enfermedades presentes en sustratos -----	92
2.51	Clasificación de aguas superficiales para riego. -----	93
2.52	Clasificación de aguas subterráneas para riego. -----	94
2.53	Tolerancia del cultivo de tomate a la salinidad del agua de riego. -----	94
2.54	Directrices para evaluar los problemas de toxicidad y otros efectos (FAO)-----	95
3.1	Composición de los sustratos. -----	97
3.2	Tratamientos del ensayo de crecimiento. -----	98

3.3	Composición química del fertilizante Aminon suelo. -----	106
4.1	Granulometría de los sustratos. -----	110
4.2	Dinámica del agua y aire de los sustratos. -----	113
4.3	Correlación entre densidad aparente, densidad real y porosidad total. -----	114
4.4	Análisis de los contenidos de materia orgánica, carbono orgánico y relación Carbono/Nitrógeno de los sustratos.-----	117
4.5	Bases intercambiables y Capacidad de Intercambio Catiónico según sustrato.---	118
4.6	Contenido de macronutrientes y pH de los sustratos. -----	120
4.7	Balance de nutrientes de los sustratos.-----	124
4.8	Contenido de micronutrientes según sustrato.-----	125
4.9	Conductividad eléctrica de los sustratos a los 10 DDS.-----	126
4.10	Resultado del análisis de semillas (%).-----	128
4.11	Resultados del análisis de agua de riego para ambos ensayos.-----	129
4.12	Temperatura ambiente durante el ensayo de emergencia, según días después de siembra. -----	130
4.13	Temperatura ambiente durante el ensayo de crecimiento, según días después de siembra. -----	131
4.14	Porcentaje de plantines emergidos a 13, 15, 16 y 17 DDS según sustrato. -----	132
4.15	Tasa de emergencia de los plantines a 50 y 80 por ciento de emergencia según sustrato. -----	132
4.16	Evolución de la altura promedio de plantín (cm), por tratamiento. -----	136
4.17	Evolución de la media, desvío estándar y coeficiente de variación de la altura, según tratamiento.-----	138
4.18	Resultados del análisis de varianza de la altura del plantín, a los 25 DDS. -----	139

4.19	Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 25 DDS. -----	139
4.20	Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 32 DDS -----	140
4.21	Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 32 DDS. -----	141
4.22	Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 40 DDS. -----	143
4.23	Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 40 DDS. -----	143
4.24	Incremento de la altura del plantín (cm) al fertilizarlo según sustrato. -----	145
4.25	Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 45 DDS. -----	146
4.26	Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento, a los 45 DDS. -----	147
4.27	Incremento de la altura del plantín (cm) al fertilizarlo según sustrato. -----	149
4.28	Evolución del Peso fresco aéreo (g) de plantín por tratamiento. -----	152
4.29	Evolución de la media, desvío estándar y coeficiente de variación del PFA, según tratamiento. -----	155
4.30	Evolución del peso fresco de la raíz del plantín (g), por tratamiento. -----	155
4.31	Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 25 DDS. -----	156
4.32	Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 25 DDS. -----	156
4.33	Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 32 DDS. -----	158
4.34	Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 32 DDS. -----	158
4.35	Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 40 DDS. -----	160
4.36	Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 40 DDS. -----	161
4.37	Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 45 DDS. -----	162

4.38	Peso fresco aéreo promedio (g)de plantín por tratamiento, a los 45 DDS. -----	163
4.39	Incremento de peso fresco aéreo del plantín (g) al fertilizarlo según sustrato. ---	164
4.40	Resultados del análisis de varianza del peso fresco de raíz, a los 45 DDS. -----	166
4.41	Peso fresco de raíz promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 45 DDS. -----	166
4.42	Resultados del análisis de varianza del peso seco aéreo del plantín, a los 45 DDS. -----	168
4.43	Peso seco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 45 DDS. -----	168
4.44	Resultados del análisis de varianza del peso seco de raíz del plantín, a los 45 DDS. -----	169
4.45	Peso seco de raíz promedio de plantín por tratamiento, a los 45 DDS. -----	170
4.46	Relación PFA/PFR según tratamiento, a los 45 DDS. -----	171
4.47	Relación PSA / PFA según tratamiento, a los 45 DDS -----	172
4.48	Contenido de elementos en la parte aérea de los plantines, según tratamiento. --	175

LISTA DE FIGURAS

Figura N°	Página	
1		
2.1	Comparación de la composición de un suelo mineral y un sustrato orgánico -----	6
2.2	Curva de desorción o de liberación de agua, mostrando los diferentes parámetros que proporciona. -----	19

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico N°	Página
4.1 Curva de desorción de agua de los sustratos-----	112
4.2 Composición física de los sustratos -----	115
4.3 Materia orgánica y relación carbono/nitrógeno según sustrato -----	117
4.4 Capacidad de intercambio catiónico según sustrato-----	119
4.5 pH según sustrato -----	120
4.6 Contenido de Nitrógeno según sustrato -----	121
4.7 Contenido de Fósforo según sustrato -----	122
4.8 Contenido de Potasio según sustrato -----	123
4.9 Conductividad eléctrica según sustrato-----	126
4.10 Porcentaje de plantines emergidos según sustratos-----	133
4.11 Emergencia de los plantines a 17 DDS y conductividad eléctrica según sustrato-----	134
4.12 Evolución de la altura del plantín en tratamientos sin fertilizar -----	137
4.13 Evolución de la altura del plantín en tratamientos fertilizados-----	137
4.14 Altura de plantín a 25 DDS según sustrato -----	140
4.15 Altura de plantín a 32 DDS según tratamiento-----	142
4.16 Altura de plantín a 40 DDS según tratamiento-----	144
4.17 Incremento en altura del plantín en cada sustrato según nivel de fertilización -----	145
4.18 Altura de plantín a 45 DDS según tratamiento-----	147

4.19 Incremento en altura del plantín en cada sustrato según nivel de fertilización -----	149
4.20 Evolución de peso fresco aéreo en tratamientos fertilizados -----	153
4.21 Evolución de peso fresco aéreo en tratamientos sin fertilización-----	153
4.22 Peso fresco aéreo a 25 DDS según sustrato-----	157
4.23 Peso fresco aéreo a 32 DDS según tratamiento -----	159
4.24 Peso fresco aéreo a 40 DDS según tratamiento -----	162
4.25 Peso fresco aéreo a 45 DDS según tratamiento -----	164
4.26 Incremento en PFA en cada sustrato según nivel de fertilización -----	165
4.27 Peso fresco de raíz a 45 DDS según tratamiento -----	167
4.28 Peso seco aéreo a 45 DDS según tratamiento -----	169
4.29 Peso seco de raíz a 45 DDS según tratamiento-----	171

1- INTRODUCCION

El presente trabajo: “Evaluación agronómica de sustratos orgánicos en la producción de plantines de tomate (*Lycopersicum sculetum*)”, está comprendido en el “Proyecto de propagación y producción de plantines y Proyecto de manejo de suelos y su recuperación de materia orgánica”. Este se enmarca en las líneas de investigación y docencia que desde el año 1990 realiza la Cátedra de Horticultura de la Facultad de Agronomía; y es llevado adelante dentro del proyecto: INIA/FPTA N° 135 “Caracterización de sustratos y biofertilizantes empleados en la producción hortícola”.

Las instituciones que participan en este trabajo son: Facultad de Agronomía, Intendencia Municipal de Montevideo, Asociación de Productores Orgánicos del Uruguay, Comité Técnico de Producción Orgánica, Predeg/GTZ, Latu, INIA Las Brujas y Dirección de Suelos y Aguas, del MGAP.

En la producción de cultivos hortícolas es estratégica la etapa de crecimiento inicial del plantín, ya que es imprescindible un plantín de calidad para obtener una buena producción final del cultivo. El medio de crecimiento es un factor importante para lograr un plantín de calidad. Por esta razón el tema abordado en este estudio es la caracterización de sustratos orgánicos de origen nacional que sean fácilmente disponibles y de bajo costo, para sustituir los materiales importados.

En las últimas décadas son importantes los esfuerzos que se han realizado por dar utilidad a residuos de difícil aprovechamiento y que causan dificultades por los grandes volúmenes acumulados. Se apunta a paliar tales dificultades por medio de distintas iniciativas, entre ellas la utilización de estos materiales luego de un proceso de compostaje o sin compostar para la formulación de sustratos. A su vez, evita una mayor degradación de los materiales no renovables como el suelo y la turba.

En nuestro país, en lo que respecta al reciclaje de residuos sólidos de difícil aprovechamiento, la municipalidad del departamento de Montevideo lleva adelante un proceso de compostaje de residuos procedentes del Mercado Modelo y de podas chipeadas, destinándolo a otras instituciones y a la venta a productores. Otra experiencia de compostaje se realiza en Colonia Valdense por un conjunto de instituciones públicas y privadas, quienes procesan residuos domiciliarios previamente clasificados, así como residuos agroindustriales de la zona.

El compostaje es una técnica que puede implementarse en forma industrial o también por agricultores con grado diferente de capitalización utilizándose recursos disponibles en su predio. Los sustratos evaluados en esta tesis son compost producidos en estas diferentes condiciones.

Para obtener un sustrato de calidad se requiere la estandarización de las propiedades de los materiales utilizados, lo que asegurará que permanezcan inalteradas durante cierto

tiempo. Esto permitirá la comercialización, utilización y uniformizar la formulación de los sustratos.

En Uruguay, entre los materiales orgánicos disponibles para su empleo en sustratos, podemos mencionar: estiércoles, residuos domiciliarios, residuos vegetales, subproductos de industria alimenticia, cáscara de arroz, mantillo de bosque, aserrín, madera chipeada.

Los trabajos de tesis realizados hasta la fecha han evaluado distintos materiales orgánicos compostados o vermicompostados como componentes de sustratos. Estos han sido usados puros o en distintas proporciones mezclados con suelo u otros materiales disponibles, como cáscara de arroz quemada, turba, orujo o arena. Los sustratos utilizados en este estudio son compost puros, producidos a partir de diversos materiales orgánicos por diferentes productores, empresas e instituciones, como la I.M. de Montevideo e I.M. de Colonia-Latu.

Los objetivos son:

- Caracterizar los sustratos a través de sus propiedades físico-químicas .
- Evaluar la emergencia y el crecimiento de los plantines de tomate como indicador del comportamiento agronómico de los sustratos.

Las hipótesis planteadas son las siguientes:

- Es posible obtener buenos plantines (tamaño, relación parte aérea/raíz, sanidad) utilizando sustratos que por sus características físicas y químicas lo permitan.
- Pueden existir diferencias en la respuesta vegetal entre sustratos en función de sus características fisicoquímicas y en especial la dinámica del agua y el aire.

2- REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1- CARACTERIZACION DE SUSTRATOS

2.1.1- Importancia del estudio de sustratos

Puede asegurarse, sin exageración, que el principal factor del que depende el éxito de un cultivo en contenedor es la calidad del sustrato elegido (Ansorena M., 1994).

La finalidad más importante de un sustrato es producir una planta (o muda) de alta calidad en un tiempo menor, a bajo costo (Ferreira de Abreu M., 2002).

El mejor medio para una situación específica varía acorde a numerosos factores tales como: especie de planta, condiciones climáticas, sistema de agua y regímenes y tamaño del contenedor. También es importante considerar aspectos económicos (Raviv M. et al., 1986).

Es muy difícil determinar el óptimo medio de crecimiento para cada grupo de plantas debido a que la producción tiene diferentes técnicas de riego, usa diferentes fertilizantes y soluciones nutritivas, no tiene la misma calidad de agua y cambia o adopta nuevas técnicas de cultivar constantemente. Por esta razón, los sustratos hortícolas deberían ser ajustados para las condiciones de crecimiento y no para el grupo de plantas porque cualquier planta puede estar creciendo en cualquier medio de crecimiento si son usadas técnicas de cultivo convenientes (Verdonck O. et al., 1988).

Según Mustin M. (1987), en condiciones muy intensivas de producción hortícola en almácigo, el empleo de los sustratos se justifica por varias razones. Se tiende a sustituir el suelo natural para poder controlar mejor los parámetros de crecimiento y de desarrollo de los cultivos a través del :

- tenor de aire en el sustrato,
- control del tenor de agua y elementos minerales,
- desinfección fácil de los sustratos, disminución de parásitos y fácil control,
- extensión del período de producción,
- desplazamiento más fácil de las plantas,
- repique con alto grado de éxito, sin daño de las raíces.

García M. (1999), cita las siguientes ventajas del trasplante frente a la siembra directa:

- mayor stand de plantas
- posibilidad de selección del plantín
- cultivos con menos tiempo en el campo

ventajas del trasplante a raíz cubierta en contenedor:

- disminuye estrés del trasplante
- plantas más uniformes
- menor tiempo de crecimiento
- permite mecanizar el trasplante
- producción a gran escala

Según García M. (1999), es necesario caracterizar los sustratos a utilizar por su gran variación en:

- Grado de descomposición
- Origen
- Condiciones de extracción
- Granulometría
- Aireación
- Acidez
- Contenido de nutrientes (salinidad)

Según Verdonck O. et al. (1988), la composición ideal de los sustratos hortícolas exige considerar los siguientes pasos.

1. Análisis, químico como físico, de los materiales brutos desde que se prepara el medio de crecimiento.
2. Control químico y físico de los productos finales los cuales son preparados con mezclas.
3. Control de crecimiento de plantas en el almácigo para asegurar que la liberación del sustrato esté bien adaptada a las prácticas de manejo. De este modo pueden hacerse correcciones, acorde a los requerimientos óptimos del productor.

Definición de sustrato

En horticultura se define como sustrato, un medio físico, natural o sintético, donde se desarrollan las raíces de las plantas que crecen en un recipiente, sea contenedor, saco, etc., que tiene un volumen limitado (Ballester J.F., 1992).

Los sustratos pueden ser formados por diferentes materias primas de origen mineral, orgánico o sintético, de un sólo material o diversos materiales mezclados (Ferreira de Abreu M., 2002).

Definición de sustrato orgánico e inorgánico

Los sustratos orgánicos naturales, son aquellos medios de cultivo no sintéticos en que los componentes mayoritarios son de naturaleza orgánica (Ansorena M., 1994).

Según Bures (1999b) citado por Mori C. (2001), los materiales se han clasificado tradicionalmente de modo muy diverso. Una de las clasificaciones más frecuentes es en orgánico e inorgánico.

a) Materiales orgánicos: existen los materiales orgánicos de origen natural y los de síntesis. Los materiales orgánicos de origen natural están sujetos a descomposición biológica y en general, pueden ser utilizados como sustratos después de sufrir una serie de procesos biológicos de transformación artificial, por ejemplo, mediante el compostaje, o bien natural, como el caso de las turbas. Los materiales orgánicos de síntesis son polímeros orgánicos no biodegradables que suelen obtenerse mediante procesos químicos, como el poliestireno o las espumas de poliuretano, que por sus características muchas veces se clasifican erróneamente como inorgánicos.

Los componentes orgánicos usados en un medio de crecimiento son la principal contribución a la química de los sustratos, principalmente debido a la formación y presencia de sustancias húmicas las que en su mayoría consisten en productos de descomposición de materiales orgánicos. Los materiales orgánicos que son utilizados como sustratos, mantendrían características estables. Esto puede ser alcanzado por cualquier compost o por el uso de turba *Sphagnum* habiendo sido estabilizados en sus procesos de formación. La estabilización en ambos casos no es absoluta y toda la materia orgánica está sujeta a una nueva descomposición (Raviv M. et al., 1986).

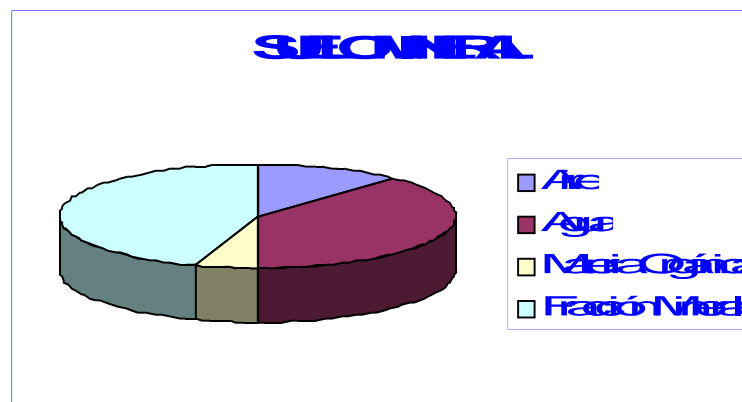
b) Materiales inorgánicos: son los materiales no orgánicos no sujetos a descomposición biológica. Se obtienen a partir de rocas o minerales de distintos orígenes (ígneo, metamórfico o sedimentario) e incluyen a los suelos naturales. Estos materiales pueden modificarse ligeramente, sin alterar la estructura interna del material mediante el tamizado o fragmentación o bien pueden transformarse mediante procesos físicos (generalmente térmicos) o químicos que transforman las propiedades intrínsecas, Bures (1999b), citado por (Mori C., 2001).

Composición del sustrato

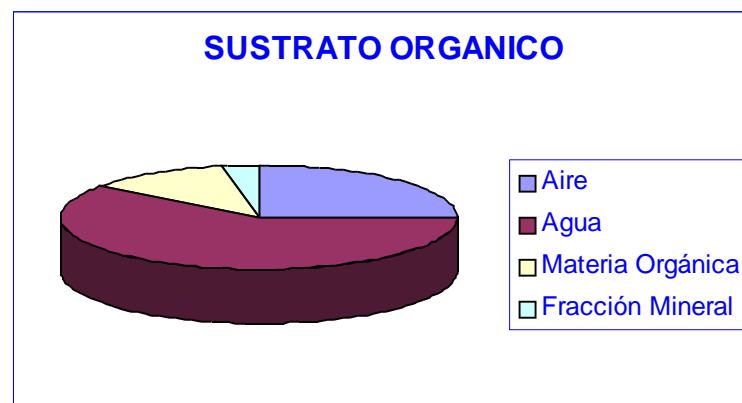
Además de servir de soporte o anclaje a la planta, el medio de cultivo tiene que suministrar a las raíces cantidades equilibradas de aire, agua y nutrientes minerales (Ansorena M., 1994).

Las proporciones de las fases sólida, líquida y gaseosa en un medio de cultivo varían con la naturaleza del medio y con las condiciones exteriores (drenaje, temperatura, humedad, etc.). En la figura 2.1, se compara la composición media de un suelo natural con la de un sustrato orgánico, tras haber sido saturados con agua y dejados drenar libremente (Ansorena M., 1994).

Figura N° 2.1
Comparación de la composición de un suelo mineral y un sustrato orgánico



Fuente: Ansorena M.(1994)



Fuente: Ansorena M.(1994)

Lo primero que llama la atención es la proporción muy inferior de la fase sólida del sustrato respecto del suelo (consecuencia de su elevada porosidad), lo que indica que en un volumen determinado de sustrato habrá más espacio disponible para el agua y el aire que en el mismo volumen de suelo. Esto explica que las plantas puedan desarrollarse en

volúmenes de sustrato tan reducidos como los contenidos en una maceta, a causa de sus mejores propiedades físicas (Ansorena M., 1994).

Fase sólida

Dentro de la fracción sólida del suelo la mayor parte es mineral, mientras que en los sustratos orgánicos suele predominar la materia orgánica. Esta podrá estar más o menos descompuesta, lo que también influirá en sus propiedades

La mayoría de los suelos naturales contienen menos de un 10 % de materia orgánica que procede de fuentes muy variadas: desde células y tejidos de organismos vivos hasta sustancias muy descompuestas como el humus, pasando por residuos de plantas y animales en diferentes estados de descomposición (Ansorena M., 1994).

Solución acuosa

Además de nutrientes, la fase sólida del medio de cultivo debe ser capaz de retener suficientes cantidades de agua y aire. Los sustratos en contenedor han de tener una elevada capacidad de retención de agua, ya que el volumen del medio de cultivo es pequeño, en relación con las pérdidas elevadas de agua por evapotranspiración (Ansorena M., 1994).

Las plantas no pueden tomar alimentos sólidos, y deben recibir los nutrientes minerales a través de la solución acuosa del suelo, disueltos en ella (Ansorena M., 1994).

Fase gaseosa

Además de agua, las raíces de las plantas necesitan un suministro de aire, para mantener su metabolismo y crecimiento. También los microorganismos del medio de cultivo consumen oxígeno al respirar, por lo que al ser muy superior la población microbiana en un sustrato orgánico, las plantas cultivadas en este tipo de medio pueden necesitar hasta el doble de oxígeno que en un suelo mineral (Ansorena M., 1994).

De todos los poros existentes en el medio de cultivo, el agua ocupa los más pequeños, estando los poros de mayor tamaño ocupados por la fase gaseosa (Ansorena M., 1994).

2.1.2- Propiedades de los sustratos

A continuación se mencionan las propiedades a tener en cuenta en los materiales utilizados para fabricar sustratos (García M., 2001).

- Granulometría: tamaño medio y distribución del tamaño de partículas. A partículas más grandes, mayor será el contenido de aire y menor el de agua para determinada succión. Relación óptima aire/agua: 3/1.
- Densidad aparente (menor a 0.4 gr/cm³).
- Relación C/N y grado de estabilidad de la materia orgánica (tasa de descomposición).
- Capacidad de intercambio de cationes (CIC): 6-15 meq/100gr (24-60 meq/litro).
- pH con efecto importante en la disponibilidad de nutrientes.
- Cantidad y disponibilidad de nutrientes.
- Concentración de sales en la solución acuosa. La salinidad dependerá del tipo de sustrato y del agua de riego. A menor volumen del recipiente, más riesgoso es la acumulación de sales a niveles de toxicidad. Conductividad eléctrica menor a 0.65 mmhos/cm.
- Libre de enfermedades, plagas y malezas.
- Ser fácilmente disponible.
- Bajo costo.

Para que un sustrato se comporte de manera adecuada, con propiedades físicas y químicas óptimas, es necesario que tenga un correcto reparto y composición de las fases sólidas, líquida y gaseosa. Es necesario que el sustrato combine propiedades físicas y químicas favorables manteniéndolas inalteradas (Verdonck O. et al., 1981).

La utilización de componentes orgánicos en medios de crecimiento es conveniente principalmente por sus efectos en conductividad hidráulica, retención de agua y capacidad de aire. También la densidad aparente es una importante propiedad física del medio de crecimiento (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Röber (2000), citado por Fermino M. H. (2002), afirma que un buen sustrato debe presentar: alta capacidad de retención de agua; alto espacio de aireación, también bajo estado de saturación hídrica; estabilidad de estructura a lo largo del tiempo; alta capacidad de adsorción; buena capacidad buffer contra alteraciones de pH; ausencia de plagas y agentes patógenos; ausencia de sustancias inhibidoras de crecimiento o perjudiciales a las plantas; tener siempre el mismo comportamiento a un determinado manejo; permitir el almacenamiento; buena capacidad de rehidratación después del secado; previsible dinámica de nutrientes; y poca actividad biológica.

Un buen crecimiento de la planta requiere que las propiedades del medio de crecimiento sean constantes. De esta forma, se requiere estandarizar las propiedades, para permitir mezclar varias materias primas en la proporción deseada dependiendo de la calidad de las materias primas (Verdonck O. et al., 1988).

Según Ansorena M. (1994), además de servir de soporte o anclaje a la planta, el medio de cultivo tiene que suministrar a las raíces cantidades equilibradas de aire, agua y nutrientes minerales. Si las proporciones de estos componentes no son adecuadas, el crecimiento de la planta podrá verse afectado por:

- asfixia debida a falta de oxígeno, que impide la respiración de las raíces y de los organismos vivos que habitan el suelo;
- deshidratación por falta de agua, que puede llegar a producir la muerte de la planta;
- exceso o carencia de nutrientes minerales, o desequilibrio entre sus concentraciones, que limita el crecimiento de las plantas;
- enfermedades producidas indirectamente por las causas anteriores, al volverse las plantas más susceptibles al ataque.

2.1.3- Propiedades físicas

Generalmente suele darse más importancia a las propiedades físicas de los sustratos, ya que una vez seleccionada una mezcla como medio de cultivo, apenas puede modificarse su estructura física, a diferencia de su composición química, que puede ser alterada durante el desarrollo de la planta, mediante el riego y el abonado (Ansorena M., 1994).

Para obtener condiciones físicas ideales es necesario hacer una mezcla de diferentes materiales (Verdonck O. et al., 1981).

Considerando los resultados de la tesis realizada por Mori C. (2001), se aprecia que existen diferencias entre las características físicas de los distintos medios investigados (compost de la IM de Montevideo; sustrato 90% turba y 10 % de vermiculita y cáscara de arroz carbonizada). Esto reflejó una respuesta diferencial del crecimiento del plantín, desde la etapa de emergencia, hasta el momento de transplante.

Según Ansorena M. (1994), las propiedades físicas más importantes que permiten evaluar la capacidad de un material como sustrato, o comparar diferentes materiales, son:

- Distribución del tamaño de partículas o granulometría
- Porosidad, y su reparto entre las fases líquida y gaseosa, es decir: capacidad de retención de agua y porosidad de aire.

Las características físicas de un sustrato que, generalmente son consideradas en un análisis de rutina, son densidad aparente, porosidad y curva de retención de agua (Fermino M. H., 2002).

Para cumplir correctamente sus funciones de regulación del suministro de agua y aire, los sustratos deben poseer una elevada porosidad y capacidad de retención de agua, unidos a un drenaje rápido y una buena aireación (Ansorena M., 1994).

Según Raviv M. et al. (1986), se requieren que un medio tenga las siguientes características para obtener una buena germinación, enraizamiento y crecimiento:

1. Alta retención de agua fácilmente disponible.
2. Adecuado abastecimiento de aire.
3. Distribución de tamaño de partícula que mantenga las condiciones mencionadas anteriormente.
4. Baja densidad de volumen que suministre ligero peso al sustrato, pero peso suficiente para anclaje de la planta.
5. Alta porosidad.
6. Estructura estable que prevenga encogimiento (o hinchazón) del medio.

Raviv M. et al. (1986), sugieren los siguientes valores “ideales” para un sustrato (como porcentaje del volumen total): el total de espacio poroso (PT) sería 85 %; porosidad del aire (PAI) 10-30 %; agua fácilmente disponible (AFD) 20-30 %; y capacidad buffer del agua (agua de reserva) (AR) 4-10 %.

2.1.3.1- Granulometría

De la naturaleza y del tamaño de partículas del sustrato dependerán principalmente sus propiedades físicas, como el reparto de aire y agua y la disponibilidad para las raíces (Ansorena M., 1994).

La granulometría se suele determinar con una serie de tamices, donde la abertura de cada tamiz es el doble de la del anterior (0.125; 0.25; 0.5; 1; 2; 4; 8; 16 mm). La granulometría se puede expresar mediante una curva granulométrica que asigna a cada tamaño de partícula el porcentaje en peso de partículas que poseen ese tamaño (Burés,1999a) citado por (Mori C., 2001).

La granulometría de los materiales empleados como sustratos suele ser muy variable, dependiendo de múltiples factores: origen y naturaleza, sistema de recolección,

condiciones de trituración, tamizado, etc. En el caso de la turba, el tamaño de partícula disminuye al aumentar el grado de descomposición. En las cortezas, la granulometría suele depender del grado de molienda del material original; si no es suficiente dará lugar a un sustrato con escasa retención de agua (Ansorena M., 1994).

Influencia de la granulometría en las propiedades del sustrato

En sustratos que presentan amplia distribución de tamaños de partículas, las partículas pequeñas se alojan en los huecos entre las partículas grandes, reduciendo su tamaño y, por tanto, la porosidad total y la ocupada por aire. Al mismo tiempo, aumentará la cantidad de agua retenida, al ser mayor el número de microporos. En consecuencia, las propiedades físicas de los sustratos dependen en gran medida de la distribución de los tamaños de partícula, por lo que modificando o seleccionando adecuadamente el tamaño de partícula, se pueden alcanzar propiedades físicas óptimas (Raviv M. et al., 1986).

La distribución del tamaño de partícula se mide con tamiz o por un procedimiento de sedimentación y la distribución del tamaño de poros se calcula a partir de la curva de retención de agua (Raviv M. et al., 1986).

Para plantas ornamentales se recomienda una granulometría mediana a gruesa, con tamaños de 0,25-2,6 mm que den lugar a poros de 30-300 micras, lo que conlleva una suficiente retención de agua y adecuada aireación (Ballester J.F., 1992).

Según Ansorena M. (1994), en la práctica, la porosidad aumenta a medida que lo hace el tamaño medio de partícula. En la siguiente tabla se aprecian cómo varían la porosidad y la cantidad de agua retenida, en función de los tamaños de partícula de distintas fracciones, obtenidas por tamizado de dos sustratos diferentes.

Cuadro N° 2.1

Influencia del tamaño de partícula en la porosidad y retención del agua

Tamaño de partícula (mm)	Porosidad Total %		Agua retenida a CC %	
	Resina fenólica	Escoria de fundición	Resina fenólica	Escoria de fundición
0-1	66,4	57,2	52,2	41
1-2,5	78,3	69,7	28,5	20,4
2,5-4	83,3	71,7	18,6	13,4
4-8	85,4	74,5	17,5	13,9
8-10	86,7	75,2	18,5	13,7
>10	86,7	75,8	19,4	14,0

Fuente: Blanc (1987) citado por Ansorena M. (1994).

Para las partículas de dimensiones comprendidas entre 1 y 10 mm, tanto la porosidad como la cantidad de agua retenida varían poco con el tamaño de partícula. Sin embargo, al pasar a partículas de tamaño inferior a 1 mm, se observa un brusco descenso de la porosidad y aumento de la retención de agua. Pero no todas las partículas menores de 1mm tienen la misma influencia en las propiedades físicas (Ansorena M., 1994).

Handreck et al.(1999), citado por Fermino M. H. (2002), el aumento de la proporción de partículas con tamaño entre 0,1 y 0,25 mm y menores, en sustratos basado en corteza de pino disminuye la movilidad del agua aumentando la cantidad de agua retenida por el sustrato y reduciendo la disponibilidad del aire.

Bellé et al. (1993) citado por Barboza R. et al. (1997), probando la germinación de *Passiflora edulis* f. *Flavicarpa* Deg. en sustratos en base a turba y diferentes mezclas con arena y cáscara de arroz quemada, el resultado fue similar. El mayor porcentaje y rapidez de geminación se obtuvo en los sustratos con granulometría más fina, debido a que esta cualidad favorece el contacto de la semilla con el medio y de esta forma mejora la disponibilidad de agua para la germinación.

La presencia de, partículas pequeñas contribuyen a una alta capacidad de intercambio catiónico y aumenta el área superficial. Para mantener estable la aireación de los sustratos es recomendable que el tamaño de las partículas sea por encima de 0,5-1,0 mm (Raviv M. et al., 1986).

Clasificación granulométrica

La clasificación por tamaños de los sustratos orgánicos es distinta de la de los suelos minerales. En estos últimos, las partículas menores de 2 mm suelen agruparse en diferentes fracciones según el sistema elegido (USDA americano o el internacional, principalmente), que van desde la arena gruesa hasta la arcilla. En el caso de los sustratos, no existe un sistema universal de clasificación granulométrica de las diferentes fracciones que resultan del tamizado, ya que cada país la ha ido adaptando a la serie de tamices correspondiente a sus normas oficiales, que en España son los de 1, 4, 5, 10 y 25 mm de luz (Ansorena M., 1994).

Ansorena M. (1994), describe la clasificación de la Norma inglesa (BS 4156:1990), que permite asignar las diferentes turbas del mercado a uno de los grados con que habitualmente se denominan: grueso, medio y fino. No obstante, recordemos que cuando se desea controlar por tamizado las propiedades físicas de una mezcla, debe centrarse el estudio en la fracción menor de 1mm, empleando los tamices de 0,1; 0,25 y 0,50 mm.

Cuadro N° 2.2

Clasificación granulométrica según la Norma oficial del Reino Unido.

Tamiz (mm)	G r a d o		
	Grueso	Medio	Fino
	Peso acumulado (% en peso)		
20	Nada	Nada	Nada
10	10	Nada	Nada
5	80	30	10
1	90	90	90

Fuente: Ansorena M. (1994).

Según Raviv M. et al. (1986), la turba y otros sustratos orgánicos, son divididos en finos, medios y gruesos, teniendo en cuenta la distribución del tamaño de partícula. El grado textural varía de un país a otro. Se considera que los sustratos finos son mejores para la producción de plantines, los medios y gruesos para el cultivo en macetas o para enraizamiento.

En el siguiente cuadro se presenta la comparación de la clasificación textural entre ASTM y Estandarización Escandinava exhibiendo grandes diferencias entre ambas.

Cuadro N° 2.3

Grado textural de ASTM y Escandinavo

Grado	ASTM Tamaño de partícula (mm)	Estandarización Escandinava	
		Todas partículas menores a	Partículas < 1 mm (%)
Grueso	> 2,38	40 mm	< 30
Medio	0,84-2,38	15 mm	< 40
Fino	<0,84	6 mm	< 70

Fuente: Raviv M. et al. (1986).

ASTM: Asociación Turbera Mundial.

El siguiente cuadro presenta la clasificación del grado de tamaño de poros realizada por Raviv M. et al. (1986).

Cuadro N° 2.4

Clasificación del grado de tamaño de poros por observación de la distribución del agua en la turba.

Textura Grado	Tamaño de poro (μ)	Matriz potencial (mbar)	Tamaño de partícula (mm)	Duración de agua disponible	Drenaje
Muy grueso	>300	<10	>2,6	Alta por muy corto tiempo	Muy rápido
Grueso	300-100	10-30	2,6-0,9	Alta por poco tiempo	Rápido
Medio	100-30	30-100	0,9-0,25	Fácil disponibilidad	Medio
Fino	30-3	100-1000	0,25-0,025	Baja disponibilidad	Lento
Muy fino	<3	>1000	<0,025	Casi insignificante	Muy lento

Fuente: Raviv M. et al. (1986).

Raviv M. et al. (1986), concluye que en materiales gruesos donde hay poros grandes existen bajas cantidades de agua, la cual está retenida, y el sustrato está bien aireado. Materiales finos tienen gran cantidad de agua difícilmente disponible. Puustjarvi citado por el mismo autor, define el mejor sustrato con un material de textura gruesa a media con distribución del tamaño de poros entre 30-300 micrones (tamaño de partícula equivalente al rango de 0,25 a 2,5 mm) por lo tanto habría suficiente agua fácilmente disponible con adecuado contenido de aire.

Richards et al. (1986) citados por Ansorena M. (1994), definieron relaciones cuantitativas entre la granulometría y las propiedades físicas, a través del índice de grosor, definido como el porcentaje de partículas de tamaño superior a 1mm. Los citados autores encontraron una relación lineal entre el índice de grosor y la porosidad de aire en corteza de pino. De los resultados concluyeron que pueden eliminarse los componentes groseros de una mezcla de corteza de pino (definidos como partículas > a 2 mm), incrementando la disponibilidad de agua, sin algún efecto adverso sobre la aireación. La

validez de las correlaciones entre el índice de grosor y las características físicas, no se puede generalizar para todo tipo de ingredientes y mezclas, ya que se comprobó que en algunos materiales éstas no existen, o dependen de la naturaleza de los ingredientes y, de las proporciones en que se encuentren las diferentes fracciones menores de 1 mm.

2.1.3.2- Densidad real

Densidad real d_r , se define como el cociente entre la masa de las partículas del medio de cultivo y el volumen que ocupan, sin considerar los poros y huecos. Su valor es propio del material y a diferencia de d_a , no depende del grado de compactación ni del tamaño de partícula (Ansorena M., 1994).

Para sustancias minerales, la densidad real suele ser próxima a la del cuarzo (2,65 g/ml), mientras que para compuestos orgánicos se toma el valor medio de 1,50 g/ml (Ansorena M., 1994).

El rango de densidad de partícula de materia orgánica está entre 1,4 a 2,0 g/cm³. La densidad de partícula de varios sustratos orgánicos depende mayoritariamente del contenido de ceniza (madera, corteza). Aumentos en el contenido de ceniza usualmente resulta en un aumento en la densidad de partícula por encima de 2,0 g/cm³. Comúnmente se toma un valor promedio de 1,5 g/cm³ en base libre de ceniza (Raviv M. et al, 1986).

2.1.3.3- Densidad aparente

El conocimiento de la densidad aparente es muy importante, no sólo porque permite calcular la porosidad, sino que además, proporciona de sí misma diversa información útil: cantidad de sólido contenido en un volumen de sustrato a granel, preparación de mezclas, ejecución del análisis químico sobre la base volumen, etc.(Ansorena M., 1994).

Según Fonteno (1993), citado por Fermino M. H. (2002), la densidad aparente tiene efecto leve sobre la porosidad total, moderado sobre la capacidad de recipiente y un gran efecto sobre el agua fácilmente disponible.

Esto ocurre porque a medida que se comprime un sustrato, hay reducción del volumen ocupado por la disminución de la altura del sustrato, dentro del recipiente. Hay una tendencia de disminuir la porosidad total y la capacidad del recipiente, pero se observa un impacto mucho mayor en la proporción entre macro y microporos. En la medida en que las partículas quedan mucho más próximas una de las otras, aumenta la

proporción de microporos, disminuyendo el espacio de aireación y aumentando la retención de agua (Fermino M. H., 2002).

La densidad aparente de sustratos orgánicos se puede encontrar en el rango 0,05 a 0,30 g/cm³, mientras que para suelos minerales los valores están en el rango de 1,1-1,7 g/cm³ (Raviv M. et al., 1986).

Para la propagación de plantas en células y bandejas se recomienda utilizar sustratos con densidad de 0,1 a 0,3 g/cm³ (Kämpf, 2000), citado por (Fermino M. H., 2002).

Cuanto menor el recipiente, más baja debe ser la densidad del sustrato en él utilizado (Ansorena M., 1994).

2.1.3.4- Porosidad total

Goh et al. (1977), citado por Backes M. A. et al. (1988), los datos de porosidad total, en conjunto con la capacidad de retención de agua y aireación, son parámetros de gran importancia para evaluar las propiedades físicas de un sustrato. Es interesante que éste tenga alta porosidad, y, conforme a la especie cultivada, los poros deben estar llenos con determinada cantidad de agua, siendo el restante ocupado por aire en las condiciones normales del cultivo en vivero.

No es suficiente que el sustrato posea una elevada porosidad total, sino que es necesario que ésta se encuentre convenientemente repartida entre los poros de gran tamaño o macroporos, que se hallan ocupados por aire, y los pequeños microporos que alojan el agua (Ansorena M., 1994).

Al contrario de lo que se cree comúnmente, materiales con partículas grandes no poseen necesariamente mayor porosidad, teniendo sí, poros mayores y, por lo tanto, mayor espacio de aireación. Las proporciones entre macro y microporos, externos e internos en el sustrato, reflejan la relación entre agua y aire disponibles a las plantas (Fermino M. H., 2002).

El reducido volumen de un medio de cultivo en contenedor respecto de un suelo natural de campo, implica que las propiedades físicas de aireación y retención de agua que debe cumplir un sustrato sean mucho más exigentes. En primer lugar, deberá tener una elevada porosidad (mínima del 85%), que pueda alojar en el pequeño volumen del contenedor cantidades elevadas de aire y agua (Ansorena M., 1994).

Por término medio, los buenos suelos de campo con hierba contienen en torno a un 50 % de poros, mientras que en los sustratos de maceta la porosidad puede llegar a

alcanzar valores de un 95 % o superiores, recomendándose un mínimo de 85% (Ansorena M., 1994).

Poros que proporcionan aireación a las raíces, son los de tamaño mayor a 30 micras. El resto de la porosidad es de pequeño tamaño (menores de 30 micras) y determinan una intensa retención de agua. Se estima como óptimo de porosidad total un valor de 70-90 % del volumen del sustrato (Ballester J.F., 1992).

La mayoría de los sustratos orgánicos presentan la porosidad total generalmente mayor a 80 % en volumen (Raviv M. et al., 1986).

Según Ansorena M. (1994), la porosidad total p_t se calcula a partir de la medida de la densidad aparente, con la cual se encuentra inversamente relacionada. La densidad aparente d_a se define como la masa seca o materia seca contenida en un centímetro cúbico de medio de cultivo. La relación entre ambas es la siguiente:

$$\text{Ecuación 1: } p_t(\%) = 100 (1 - d_a/d_r)$$

Cuando se trata de materiales de estructura celular con poros cerrados, que no desempeñan ninguna función en la aireación y retención de agua, es necesario conocer la porosidad efectiva o abierta, que puede ser sensiblemente inferior a la total (Ansorena M., 1994).

2.1.3.5- Porosidad del aire

La porosidad de aire (p_a) es la propiedad física más importante de los sustratos. Los valores de p_a necesarios dependen mucho de la especie cultivada, ya que la sensibilidad de las plantas a la aireación es muy variable. Además dependen del método de medida utilizado y de las condiciones ambientales y de manejo (Ansorena M., 1994).

El contenido de aire de un sustrato es definido como la proporción del volumen que contiene aire después de que ha sido saturado con agua y dejado drenar, usualmente a la tensión de 10 mbars (cm de agua) (Raviv M. et al., 1986).

La porosidad de aire consiste en el porcentaje de volumen de sustrato que contiene aire. El valor que se aconseja como óptimo oscila entre el 10 y el 30 % (Ballester J.F., 1992).

No existe unanimidad entre los diferentes autores respecto del valor óptimo de la porosidad de aire p_a , aunque se acepta con carácter general que debe estar comprendido entre el 10 y el 20 % para sustratos en maceta (Ansorena M., 1994).

Varios investigadores citados por Raviv M. et al. (1986), difieren en el contenido de aire: se requiere de un contenido por encima de 10 % (Bunt et al.); de 5-30 % (Poole et al.); 45 % (Puustjarvi). Considerando lo propuesto por Verdonck et al. (1998), el óptimo crecimiento se obtiene en un 20 % de contenido de aire. Penningsfeld citado por Verdonck et al. (1998), encontró que plantas que crecen en contenedores requieren un mínimo de 15 % de contenido de aire.

Según Raviv M. et al. (1986), el óptimo contenido de aire en general se encuentra entre 10-45 % dependiendo del tipo de planta, el tamaño de contenedor y el sustrato. Los sustratos orgánicos que tienden a descomponerse (requiriendo oxígeno para su descomposición), pueden ser utilizados en mezclas con altos contenidos de aire.

Milks R.R. et al. (1989), concluyó que la Porosidad de aire (PAI) incrementa con: 1) el incremento del tamaño de partícula, 2) incremento de la humedad del medio al momento del llenado del contenedor, 3) descenso de la compactación del medio, 4) incremento de la concentración del agente humectante, 5) descenso de la relación turba:vermiculita, y 6) incremento de la altura del contenedor.

En contenedores pequeños es de suma importancia el mantenimiento de los mínimos niveles de aireación (Milks R.R. et al., 1989).

El rendimiento disminuye bruscamente a medida que la porosidad de aire desciende por debajo del 10%. Es deseable que el sustrato retenga una gran cantidad de agua, pero esta capacidad no debe ser nunca a expensas de una aireación adecuada. Las raíces requieren oxígeno para la respiración de la misma manera que las hojas u otros órganos de la planta. Luego del riego el sustrato debe mantener espacio con aire, de lo contrario las raíces sufrirán la falta de oxígeno y se reducirá el crecimiento. En suelos anegados o en condiciones anaeróbicas por 2-3 días, es posible encontrar etileno en concentraciones cercanas a 10 ppm que inhiben completamente el crecimiento (Bunt, 1976), citado por (Barboza, R. et al., 1997).

La capacidad de aire no sólo afecta directamente el crecimiento de la planta, sino que también afecta severamente a la raíz provocando su putrefacción (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

2.1.3.6- Capacidad de retención de agua

Las fuerzas que retienen el agua en los poros más pequeños del sustrato, son de dos tipos: capilares y osmóticas. Cuanto menor sea el tamaño de partícula y, por tanto, el diámetro de los poros, mayor será la fuerza de retención del agua por capilaridad (Ansorena M., 1994).

El intervalo de valores de potencial matricial en que se cultivan normalmente las plantas en contenedor es el comprendido entre 10 y 100 cm de columna de agua, correspondiente a diámetros de poro en el rango de 300 a 30 micras (Ansorena M., 1994).

Además del potencial matricial, existe una componente química del potencial total del agua, que se llama osmótica y tiene su origen en la elevada salinidad o concentración de sales de la fase líquida. Cuanto mayor sea la concentración de sales, más elevada será la succión que debe aplicar la planta para extraer el agua del sustrato (Ansorena M., 1994).

En los sustratos en contenedor, la succión media con que el agua es retenida es muy inferior a la de los suelos minerales de campo: la Capacidad de Contenedor en macetas de unos 20 cm de altura, es del orden de los 10 cm de agua. Esta es la razón por la que frecuentemente se toman como valores de Capacidad de Contenedor y de aireación de un sustrato sus contenidos en agua y aire a 10 cm de succión (Ansorena M., 1994).

Curva de desorción de agua

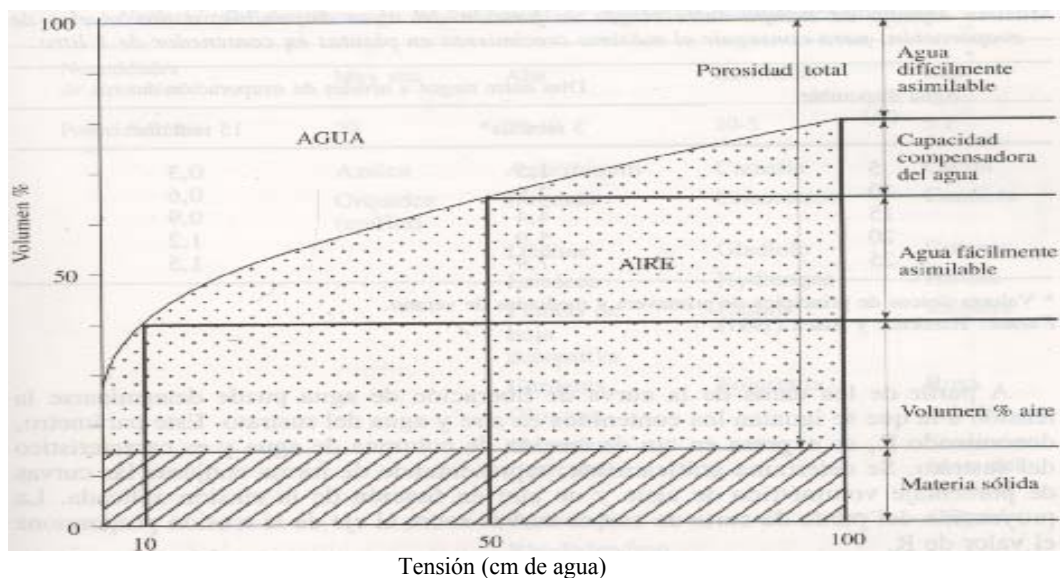
La disponibilidad de agua se puede determinar por la curva de liberación de agua (Verdonck O. et al., 1981)

De Bood et al. (1972), citado por Ansorena M. (1994), propusieron el empleo de la curva de liberación de agua en el intervalo de 0 a 100 cm de succión, para calcular la distribución de agua y aire (figura 2.2).

Para hacer un uso más correcto de la curva de retención, es necesario identificar la *capacidad del recipiente* que es la máxima cantidad de agua retenida por un sustrato en un determinado recipiente, después de saturado y cesado el drenaje. Es una característica específica de un determinado sustrato sometido a una determinada altura de recipiente utilizado (Fermino M. H., 2002).

Las curvas de retención de agua de los suelos son usualmente medidas sobre un amplio rango de succiones (0-15 bars). Frecuentemente los puntos mencionados en estas curvas son “capacidad de campo” (1/3 bar) “punto de marchitez” (15 bar). En los sustratos para usar en contenedores se utiliza un rango más estrecho: 0 a 100 mbar o cm. Los puntos que comúnmente se usan son: 0, 50 y 100 cm (Raviv M. et al.,1986).

Figura N° 2.2
Curva de desorción o de liberación de agua, mostrando los diferentes parámetros que proporciona.



El agua retenida por un sustrato entre succiones de 10 cm (aproximadamente su Capacidad de Contenedor) y 50 cm, se considera como *agua fácilmente disponible*. La contenida entre succiones de 50 y 100 cm suele denominarse capacidad tampón (o

compensadora) de agua, o *agua de reserva*; la suma de ambas (agua retenida entre 10 y 100 cm de succión) se considera como *agua disponible*. El agua retenida a tensiones superiores a 100 cm de succión se denomina *difícilmente disponible* (Ansorena M., 1994).

Según De Boodt et al. (1974) citados por Martínez et al. (1988) y Abad (1995), citados por Gelvenzu R. (2001), el límite de 100 cm de tensión se ha encontrado experimentalmente, trabajando con especies del género *Ficus*. En el caso de plantas hortícolas, como el tomate, se ha señalado que pueden alcanzar tensiones de hasta 300 cm de columna de agua (c.a.) sin afectar de modo significativo el crecimiento vegetal.

De Bood et al. (1972), citados por Ansorena M. (1994), concluyeron que, en condiciones de crecimiento óptimo, es necesario que el sustrato posea simultáneamente entre un 20% y un 30% de aire y de agua fácilmente asimilable, con sólo un 4 a 10% de agua de reserva.

De Boodt et al., citado por Raviv M. et al. (1986), introdujeron tres nuevos términos los cuales son ahora extensamente adoptados (todos los valores son medidos en base a volumen). Estos conceptos y definiciones están relacionados.

- a) Porcentaje de volumen de aire luego de la irrigación (AIR) es la diferencia en volumen entre el total de espacio poroso y el contenido de humedad volumétrica a 10 cm succión.
- b) Agua fácilmente disponible (AFD) es la cantidad de agua liberada desde el material cuando la succión se aumenta desde 10 a 50 cm (usualmente 75-90 % del total de agua disponible).
- c) Capacidad buffer del agua (CBA) es la cantidad de agua liberada cuando la succión se aumenta desde 50 cm a 100 cm (el agua de reserva en el sustrato).

De Boodt et al., citado por Raviv M. et al. (1986), define diferentes secciones en la curva de retención de agua de un sustrato:

- a) Contenido de humedad a 0 cm tensión es igual al total de espacio poroso (T.E.P).
- b) Volumen de material sólido es presentado en la ordenada a cero succión. Densidad volumétrica puede ser calculada basado en este valor y el peso seco.
- c) Volumen de aire en el sustrato dada en todas las succiones.
- d) Volumen de agua en todo las succiones dadas.

2.1.3.7- Agua disponible

Se considera que la cantidad de agua disponible en un sustrato es la que se extrae entre vacíos (succiones) de 10 y 100 cm de columna de agua, y se determina en el laboratorio con un equipo de succión. Si se construye la curva de desorción completa pueden conocerse, además, las cantidades de agua de reserva y la porosidad de aire p_a . Interesa conocer, la cantidad de *agua disponible*, que dependerá del tamaño de los poros más pequeños y de la concentración de sales en la solución acuosa (Ansorena M., 1994).

Según Ballester F. (1992), los poros que se mantienen llenos de agua después del drenaje del sustrato son los de menor tamaño. Es necesario, por tanto, distinguir: 1) el agua retenida por el sustrato y que es accesible para la planta; 2) El agua fuertemente retenida por el sustrato y que no es utilizable por la planta, ya que la succión aplicada por la raíz no supera la fuerza con que el agua es retenida por las partículas del sustrato. Por lo tanto, en relación con los sustratos, lo que interesa es la capacidad de retención de agua fácilmente disponible y no la capacidad de retención total de agua.

El conocimiento del agua de reserva y de la porosidad de aire es importante, porque afecta la frecuencia de riego (Ansorena M., 1994).

Las limitantes de agua disponible que puedan existir son poco importantes, puesto que es más fácil agregar agua que removerla (Milks R.R. et al., 1989).

Agua fácilmente disponible

El agua fácilmente disponible se encuentra entre las tensiones 10 cm y 50 cm. La limitación del volumen exige que el sustrato sea capaz de mantener agua fácilmente disponible para las plantas sin comprometer la concentración de oxígeno en el medio, así, un sustrato con partículas grandes con poros internos asegura, por un lado, agua disponible a tensiones muy bajas y aireación suficientes (Fermino M. H., 2002).

El valor óptimo del agua fácilmente disponible oscila entre el 20 y el 30%. Valores altos pueden traer consigo peligro de asfixia radicular, mientras que porcentajes bajos significan necesidad de riegos demasiado frecuentes (Ballester J.F., 1992).

Según Ballester J.F. (1992), un sustrato puede tener una baja capacidad de retención de agua fácilmente disponible porque:

- 1) Su porosidad total es baja.
- 2) Los poros son grandes y gran parte del agua se pierde por gravedad.
- 3) Los poros son muy pequeños y la planta es incapaz de extraer una parte importante del agua antes de marchitarse.
- 4) Una combinación de las situaciones anteriores.

2.1.3.8- Efectos de la geometría de contenedor y compactación en sustratos.

Generalmente se considera que la porosidad no es reflejo propio de un medio, debido a que resulta alterada por el tamaño de contenedor. El manejo y geometría de los contenedores pueden tener más efecto en la media de las propiedades físicas que la propia mezcla (Milks R. R. et al., 1989).

La profundidad del contenedor tiene un efecto importante, algunas veces no se presta atención en el contenido de aire. Cuanto más profundo el contenedor más alto es el contenido de aire. Este fenómeno resulta por la acumulación de agua en el fondo del contenedor. Cuando se usa un contenedor pequeño o llano, es preferible el uso de sustratos gruesos para mantener adecuada aireación (Raviv M. et al., 1986).

Al presionar el medio de cultivo disminuye el tamaño de los poros grandes, reduciéndose el volumen de aire disponible y aumentando la cantidad de agua retenida lo que puede llegar a limitar el crecimiento de las plantas (Ansorena M., 1994).

Un cierto grado de compactación del sustrato se produce inevitablemente de manera natural en el curso del cultivo, como consecuencia del riego. Otras veces la compactación es consecuencia de prácticas de manejo erróneas (Ansorena M., 1994).

En el siguiente cuadro se puede observar como influye el grado de compactación en las propiedades físicas.

Cuadro N° 2.5

Variación de la porosidad, densidad aparente y retención de agua con el grado de compactación

Nivel de compactación	Porosidad Total %	Densidad aparente g/ml	Porosidad de aire %	Retención de agua %
Nulo	58	1,13	42	16
	54	1,23	37	17
	50	1,33	30	20
	46	1,43	28	18
	42	1,54	24	18
	38	1,64	19	19
Máximo	34	1,74	9	25

Fuente: Flocker, W. J. et al. (1959).

Milks R. R. et al. (1989), analizó el efecto de distintos tamaños de contenedores en las propiedades físicas de un sustrato y encontró como resultado que la porosidad total y el agua no disponible no fueron afectadas por la geometría del contenedor. Los valores en 3 contenedores de 15, 4,4 y 2,2 cm, fueron idénticos. La porosidad del aire se duplicó con el aumento de la altura desde 2,2 a 4,4 cm (y aun más en 15 cm de contenedor) independientemente de los niveles de compactación. Como consecuencia del alto aumento de la porosidad del aire, disminuyó el porcentaje de capacidad de contenedor.

2.1.4- Propiedades químicas

Verdonck O. et al. (1981), concuerda con Raviv M. et al. (1986) que las propiedades químicas más importantes de los materiales que componen un medio de crecimiento son:

1. Capacidad de intercambio catiónico.
 2. Cantidad y disponibilidad de nutrientes.
 3. pH.
 4. Capacidad buffer.
 5. Salinidad.
 6. Grado de descomposición.
- En general estas propiedades están todas interrelacionadas.

2.1.4.1- Capacidad de intercambio catiónico

La capacidad de intercambio catiónico es definida como la suma de cationes intercambiables que un sustrato puede adsorber por unidad de peso. Estos cationes son retenidos contra el efecto de la lixiviación del agua y usualmente son disponibles para la planta (Raviv M. et al., 1986).

Al conjunto de sustancias que, como la arcilla y el humus, retienen los cationes y los intercambian con la solución acuosa, se le denomina *Complejo de Cambio* (Ansorena M., 1994).

El Complejo de Cambio es una auténtica *reserva de nutrientes*, ya que éstos son retenidos, evitándose su pérdida por lavado o lixiviación, y pasando a la solución acuosa a medida que disminuye su concentración, como consecuencia de la absorción por la planta (Ansorena M., 1994).

La CIC del medio de cultivo tendrá dos componentes: una, procedente de la arcilla, que será permanente en su mayoría; la otra, aportada por la materia orgánica y que aumentará a medida que crece el pH. Es decir la CIC total del medio de cultivo

aumentará con el pH, siendo este aumento tanto mayor cuanto más elevado sea su contenido en materia orgánica (Ansorena M., 1994).

La elevada área superficial de las partículas de arcilla y humus explica que cualquier propiedad ligada a la superficie, como la carga eléctrica, tenga una gran influencia en las propiedades de un suelo, y se manifieste aunque las cantidades de arcilla y humus sean pequeñas (Ansorena M., 1994).

En el siguiente cuadro se aprecia la relación que existe entre la CIC y los contenidos de materia orgánica y arcilla de suelos.

Cuadro N° 2.6

Relación entre la CIC y los contenidos en materia orgánica y arcilla de algunos suelos

Arcilla %	Mat. orgánica %	CIC meq/100g
8	1.9	9.6
9	1.6	8.7
10	1.8	8.6
10	2.9	10.7
11	1.3	8.1
11	3.3	9.1
11	7.9	16.3
14	3.1	11.8
16	4.2	15.8

18	4.2	15.3
20	3.6	15.3
23	7.3	22.5
23	5.8	26.5

Fuente: Handreck y Black (1991) citado Ansorena M. (1994).

A pesar de los bajos valores de pH que presentan los sustratos orgánicos, su contenido en cationes o bases de cambio suele ser bastante elevado (Ansorena M., 1994).

La CIC es principalmente influida por la presencia de sustancias húmicas, las cuales dependen del grado de descomposición de los sustratos orgánicos. Los materiales orgánicos generalmente exhiben alta CIC y acción buffer frente a cambios bruscos en los nutrientes disponibles y pH (Raviv M. et al., 1986).

La alta CIC es un reservorio de nutrientes, mientras que los materiales con baja CIC, como la mayoría de los sustratos minerales, retienen baja cantidad de nutrientes y es necesario realizar aplicaciones frecuentes de fertilizantes (Raviv M. et al., 1986).

Penningsfeld (1983) citado por Backes M. A. et al. (1988), recomienda una CIC mayor de 12 meq/dl. Este valor solamente fue sobrepasado por la turba y el compost de residuos domiciliarios, materiales con alto tenor de materia orgánica humificada. La cáscara de arroz presenta baja CIC probablemente por no poseer sustancias húmicas en su composición.

2.1.4.2- Contenido de nutrientes

El tenor de nutrientes no es un factor importante para la evaluación de la performance del sustrato, pues cualquier deficiencia es fácilmente corregible por fertilización Penningsfeld (1983) citado por Backes M. A. et al. (1988).

Según Ansorena M. (1994), la capacidad de almacenamiento de nutrientes directamente disponibles para la planta vendrá limitada por el volumen de sustrato en el contenedor, su capacidad de retención de agua y el límite máximo de concentración de la solución acuosa (que dependerá de la sensibilidad de la planta a la salinidad):

Cantidades de nutrientes disponibles = Volumen de agua x Concentración de sales

Los niveles de las condiciones químicas en sustratos, dependen de los métodos específicos, usados en la extracción química (Warncke, 1995).

Cuadro N° 2.7

Interpretación de niveles de nutrientes obtenidos por el método del extracto de saturación

Parámetro	Bajo	Aceptable	Optimo	Alto	Muy alto
P(mg/l)	<2	3 - 5	6 - 10	11 - 18	> 19
K(mg/l)	<59	60-149	150-249	250-349	> 350
Ca(mg/l)	<79	80 - 199	> 200	-----	-----
Mg(mg/l)	<29	30 - 69	> 70	-----	-----
N-NO₃(mg/l)	<39	40 - 99	100-199	200-299	> 300

Fuente: Ansorena M. (1994).

Cuadro N° 2.8

Rango óptimo de micronutrientes determinado por el método SME con DTPA

Nutriente	Rango (mg/l)
Hierro	5 - 40
Zinc	5 - 30
Manganeso	5 - 30

Fuente: Warncke (1995).

A continuación se presentan condiciones químicas óptimas en sustratos para el cultivo de tomate, sugeridas por Verdonck O. (1986).

Cuadro N° 2.9

Óptimos niveles de condiciones químicas en sustratos

	Tomate
pH H ₂ O	5,5-6,5
Conductividad eléctrica μ S/cm	400-600
N en mg/l	70-250
P	75-150

K	250-400
Ca	>600
Mg	200-350
Fe	1-5
Mn	1-5
Cu	0.2-2
B	0.5-2
Zn	0.2-1
Mo	0.05-0.1
Na	<50
Cl	<50

Fuente: Verdonck O. et al. (1988).

Los sustratos orgánicos difieren marcadamente entre sí en el contenido de nutrientes asimilables. Así, algunos (turba rubia, mantillo de bosque, etc.) poseen un nivel reducido de nutrientes asimilables, mientras que otros (compost, por ej.) presentan niveles elevados, dependiendo dicho nivel del origen del compost y del proceso de compostaje (Ansorena M.,1994).

No todos los nutrientes añadidos con el abono sólido pasan directamente a la solución del suelo, ya que una parte queda como reserva en forma sólida, sin disolverse; su proporción dependerá de la naturaleza del abono: si es muy soluble, se disolverá tan pronto como haya la suficiente cantidad de agua. Pero si se trata de un abono orgánico o de liberación lenta, la solubilización requerirá más tiempo, y dependerá de otros factores externos: temperatura, actividad microbiana, etc. (Ansorena M.,1994).

En el caso del fósforo, como las cantidades de hierro y aluminio en los sustratos orgánicos son insignificantes, no se formarán los correspondientes fosfatos insolubles, por lo que la mayor parte del fósforo soluble aplicado estará disuelto y podrá perderse fácilmente por lixiviación (Ansorena M.,1994).

Como el pH de los sustratos empleados para el cultivo de plantas en contenedor suele ser bajo, el fósforo aportado en forma soluble con el abono estará disponible para la planta, por lo que será difícil que se presenten carencias (Ansorena M., 1994).

Como todos los nutrientes, también el fósforo depende de su solubilización en el agua del suelo, no pudiendo ser absorbido en un suelo seco, (Primavesi, 1984).

La capacidad de sustratos orgánicos para adsorber cationes metálicos depende de la remoción de los iones hidrógeno. Esto se produce con la elevación del pH (Raviv M. et al., 1986).

Abad (1995), citado por Mori C. (2001), la cuantía y la frecuencia de la fertilización dependen de la CIC del sustrato y del régimen de riego. Las condiciones particulares del cultivo en contenedor hacen que se produzca una renovación frecuente del potencial nutritivo. Para fertilizar habrá que conocer:

- Las propiedades fisicoquímicas del sustrato, y especialmente la CIC del mismo.
- Las necesidades específicas en elementos minerales de la especie cultivada.
- Las características de las diferentes formas de abono disponibles y su comportamiento en las condiciones particulares de empleo.

2.1.4.3- pH

La mayor parte de las plantas pueden sobrevivir en un amplio rango de pH (4-8) del sustrato sin sufrir significativos desordenes fisiológicos siempre y cuando todos los nutrientes sean suministrados en forma disponible. De cualquier modo, la tasa de crecimiento y el desarrollo de la planta pueden ser enlentecidos en condiciones extremas de acidez o alcalinidad. Los principales efectos del pH actúan sobre la disponibilidad de nutrientes, CIC y actividad biológica (Raviv M. et al., 1986).

Según Ansorena M. (1994), en sustratos orgánicos, el rango óptimo de pH para el crecimiento de plantas es el comprendido entre 5,0 y 5,5, lo que no excluyen que no puedan crecer satisfactoriamente fuera de ese intervalo.

En suelos con pH por encima de 6,5 o inferiores a 5,5 existe la posibilidad de que se desencadenen deficiencias nutricionales (Adams C. R. et al., 1984).

El pH determina la posibilidad de asimilación de los nutrientes así como la capacidad de intercambio catiónico. Pueden aparecer síntomas carenciales de N, K, Ca, Mg y B con valores de pH inferiores a 5, mientras que se producen problemas en la disponibilidad de Fe, P, Mn, Zn y Cu con valores superiores a 6 (Ballester J.F., 1992).

Lucas et al., citado por Raviv M., et al. (1986), encontraron que en un rango de pH de 5,0-5,8 la mayoría de los nutrientes mantenían su nivel máximo de disponibilidad. En valores de pH superiores a 6 existen dificultades en la disponibilidad de Fe, P, Mn, B y Zn, mientras que pueden ocurrir deficiencias de varios nutrientes debajo de pH 5, tales como K, Ca, N, B, Cu, Mo.

2.1.4.4- Capacidad buffer

La capacidad buffer es la propiedad de reacción de los medios de crecimiento frente a los cambios de pH por adición de fertilizante y riego con agua enriquecida en carbonatos. Los sustratos orgánicos presentan mayor capacidad buffer que los materiales inertes (Verdonck O. et al., 1981).

Una característica destacable de las sustancias húmicas es la capacidad buffer en un amplio rango de pH. Esta capacidad es de significativa consideración práctica cuando se requieren valores estables de pH (Raviv M. et al., 1986).

2.1.4.5- Salinidad

La salinidad de una solución acuosa se mide por su contenido en sales disueltas (mg/l o ppm) o, más comúnmente, por su capacidad para conducir la corriente eléctrica o *conductividad* (en miliSiemens por cm, mS/cm, o microSiemens por cm, μ S/cm) (Ansorena M., 1994).

El valor de la tensión osmótica es tanto mayor cuanto más elevada sea la concentración de iones disueltos, por lo que si ésta se eleva excesivamente, la planta puede llegar a padecer un déficit hídrico, semejante al que se produce en condiciones de sequía (Ansorena M., 1994).

El efecto más común de la salinidad, es un retraso general en el crecimiento de la planta. A medida que la concentración de sales aumenta arriba de un nivel límite, la velocidad del crecimiento y el tamaño de la mayoría de las especies de plantas decrecen progresivamente, no todas las partes de la planta son afectadas igualmente, el crecimiento aéreo muy a menudo se suspende más que el crecimiento de la raíz. Agronómicamente el único criterio significativo para establecer la tolerancia a las sales, es la producción comercial de los cultivos (Maas et al., 1977) citado por (Barboza R. et

al., 1997). Para controlar la salinidad de un medio de cultivo, se mide la conductividad de un extracto acuoso del mismo (Ansorena M.,1994), citado por (Barboza R. et al., 1997).

Según Ansorena M. (1994), las razones para que se produzca una acumulación excesiva de sales, que dé lugar a problemas de salinidad, pueden ser debidas a diferentes causas:

- a) presencia de concentraciones elevadas de sales en alguno de los componentes del sustrato;
- b) aporte excesivo de nutrientes con abonos o el agua de riego;
- c) mineralización incontrolada de determinados fertilizantes orgánicos o de liberación lenta.

Cuando se usan sustratos orgánicos podrían elevarse los problemas de salinidad, debido a que estos sustratos retienen alta cantidad de cationes y al mismo tiempo descomponen y liberan nutrientes en la solución. Estos sustratos podrían perfectamente lixiviarse a priori y algunas veces en el período de crecimiento. La concentración de la solución del sustrato no debería exceder los niveles de 3,0 mS/cm. Este límite debe ser menor cuando se cultivan plantas sensibles (Raviv M. et al., 1986).

Otras medidas para atenuar los efectos de la salinidad, son: 1) Mantener el sustrato de cultivo permanentemente húmedo; 2) No aplicar fertilizantes en polvo ni soluciones fertilizantes con elevada fuerza iónica cuando el sustrato esté seco; y 3) Reducir el estrés de las plantas mediante sombreado e incremento de la humedad relativa ambiente (Cadahia López C., 1998).

Cuadro N° 2.10

Niveles de salinidad determinados por el método SME con DTPA

Parámetro	Bajo	Aceptable	Optimo	Alto	Muy alto
Sales solubles (mS/cm)	0-0,75	0,75-2,00	2-3,5	3,5-5,0	> 5,0

Fuente: Warncke (1995).

2.1.4.6- Grado de descomposición

Los restos de animales y vegetales muertos presentes en el suelo parecen desaparecer con el tiempo. En realidad, lo que ocurre es que los microorganismos del suelo se alimentan de la materia orgánica contenida en los residuos, descomponiéndola. En el proceso de descomposición, gran parte del carbono se oxida a anhídrido carbónico, que vuelve a la atmósfera, mientras que el hidrógeno se oxida a agua. Un pequeño porcentaje del carbono queda retenido en un residuo de materia orgánica muy descompuesta y estable que se denomina humus (Ansorena M., 1994).

Por la acción microbiana, el nitrógeno orgánico se transforma en amonio y posteriormente se oxida a nitrato, que junto con los restantes minerales liberados pasa a la solución del suelo, de donde pueden ser tomados de nuevo por las raíces de las plantas (Ansorena M., 1994).

En el proceso de descomposición, la pérdida de carbono como anhídrido carbónico es muy superior a la de nitrógeno, por lo que la relación entre las cantidades de carbono y de nitrógeno presentes en la materia orgánica (C/N), disminuye a lo largo del proceso y

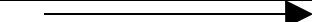

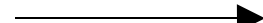
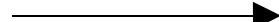
se hace tanto más pequeña cuanto más descompuesta está la materia orgánica (Ansorena M., 1994).

2.1.5- Tipos de sustratos y materiales

El medio de cultivo ha ido evolucionando desde los primeros sustratos basados en suelo mineral hasta las actuales mezclas, con proporción mayoritaria de componentes orgánicos tipo turba, corteza de pino y similares. Estos nuevos sustratos proporcionan resultados superiores a los basados en tierra, siempre que se conozcan y comprendan sus características y necesidades (Ansorena M., 1994).

Cuadro N° 2.11

Evolución en el tiempo de los medios de crecimiento.

	Suelo	Compost	Sustrato
Ejemplo	arena	Moho de hojas	Turba
Humus y poros	Aumento 		
Densidad	1,2-1,5	0,3-0,5	0,1-0,3
Control de malezas	sí	algunas veces	no
Infección	gran	Desinfección	no
Control de pH y nutrientes	no	← posible → 	
Crecimiento y sanidad	Aumento 		
riesgo	Descenso 		

Fuente: Verdonck O. et. al.(1981).

Es muy difícil encontrar un material que por sus propiedades pueda satisfacer adecuadamente las funciones básicas de un sustrato. Por eso es necesario utilizar mezclas de materiales, para complementar las propiedades de cada uno (García M. et al., 2000).

Al mezclar dos materiales con granulometrías diferentes, el material con granulometría más fina ocupa los vacíos existentes entre las partículas del material con granulometría más gruesa, dando lugar a una reducción en el volumen de la mezcla y su porosidad total (Cadahia C. 1998).

Se denomina porción umbral a aquella proporción entre dos o más materiales que hace que la porosidad total de la mezcla sea mínima (Spomer, 1974) citado por (Cadahia C. 1998). La existencia de la proporción umbral determina que las propiedades físicas de los sustratos no sigan relaciones lineales al mezclar materiales distintos, no siendo posible, por tanto, determinar a priori las propiedades de una mezcla a partir de los materiales originales, tanto más cuanto mayor sea la diferencia entre los tamaños de sus partículas (Cadahia C. 1998).

Siempre que se mezclen dos o más materiales, deberá presentarse una especial atención a la homogeneidad de la mezcla resultante, con objeto de obtener mezclas lo más homogéneas posibles (Cadahia C. 1998).

Los actuales sustratos empleados para el crecimiento de plantas en maceta y contenedor pueden tener una composición muy variable, desde suelo mineral u otros componentes inorgánicos, hasta materiales orgánicos naturales o sintéticos, pasando por mezclas de ambos tipos de ingredientes en proporciones variables (Ansorena M., 1994).

El consiguiente aumento de la demanda de sustratos se ha producido en un clima de creciente sensibilidad hacia el agotamiento de los recursos no renovables y las consecuencias del deterioro medioambiental. Todo ello ha favorecido el aprovechamiento de materiales muy diversos, que hasta fechas recientes eran considerados como residuos no deseables o subproductos de escaso valor (cuadro 2.12) (Ansorena M., 1994).

Cuadro N° 2.12

Diversos subproductos y residuos empleados como ingredientes de sustratos

Origen	Productos
Industria de la madera	Corteza, aserrín, viruta.
Residuos urbanos	Hojarasca, lodos de depuradora, residuos de jardinería, basuras.
Industria textil	Residuos de lino, lana y algodón.
Bioindustria	Gallinaza, estiércol de porcino, paja.
Industria alimentaria	Desechos de soja, desperdicios de negro de humo, residuos de frutas, café y lúpulo, paja, fibra de coco, cascarilla de arroz.
Industria del tabaco	Polvo y restos de hoja de tabaco.
Recursos naturales	Lignito.
Industria del papel	Corteza, lodos de depuración.
Industria siderúrgica	Escorias de fundición.

Fuente: Ansorena M. (1994).

Algunos materiales de origen urbano e industrial, a menudo se les busca un destino cómodo en la agricultura. En muchos casos además de resultar útiles y rentables, contribuyen a cerrar el ciclo natural de materia orgánica y nutrientes; otras veces la irregularidad del suministro, los peligros de contaminación (microorganismos patógenos, metales pesados, etc), sus propiedades comparativamente inferiores o los precios competitivos de otros materiales contrastados, desaconsejan al agricultor el correr riesgos innecesarios (Ansorena M., 1994).

Según García M. (2001), para la elección de los materiales se deberá tener en cuenta lo siguiente:

- propiedades de cada uno y del sustrato resultante.
- facilidad para ser mezclados.
- disponibilidad, permanencia del suministro y costos.
- capacidad de ser estoqueado sin cambiar sus propiedades.
- información disponible resultante de la investigación y/o experiencias de uso.

Las propiedades de un sustrato pueden variar mucho dependiendo del tipo de material. Esta puede ser la razón por la cual el crecimiento de las plantas sea altamente influenciado por el uso de uno u otro medio de crecimiento (Verdonck O. et al., 1981).

Los sustratos utilizados en hortifruticultura para el crecimiento de cultivos en contenedores se incluyen normalmente bajo la denominación de “composts” (Adams C. R. et al., 1984).

Existen diferentes criterios de clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación, etc. (Cadahia Lopez C. 1998).

Según Cadahia Lopez C. (1998), la clasificación que se presenta a continuación, intenta recoger las diferencias más relevantes desde el punto de vista de la utilización hortícola de los sustratos.

I. Materiales orgánicos.

- 1) De origen natural. Se caracterizan por estar sujetos a descomposición biológica (turbas).
- 2) De síntesis. Son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano, espuma de urea-formaldehído, poliestireno expandido, etc.).

- 3) Subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas. Muchos materiales de este grupo deben someterse a un proceso de compostaje, para su adecuación como sustratos (cáscara de arroz, estiércoles, corteza de árbol, aserrín, fibra de madera, fibra de coco, residuos del corcho, residuos sólidos urbanos, lodos de depuración de aguas residuales).

II. Materiales inorgánicos

- 1) De origen natural. Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava, tierra volcánica, etc.).
- 2) Transformados o tratados. A partir de rocas o minerales mediante tratamientos físicos, -y a veces también químicos-, más o menos complejos, que modifican notablemente las características de los materiales de partida (arcilla expandida, lana de roca, perlita, vermiculita, etc.).
- 3) Residuos y subproductos industriales. Comprende los materiales residuales procedentes de muy distintas actividades industriales.

Los materiales más prometedores y comúnmente usados son: fardos de paja, moho de hojas, cáscara de arroz, cáscara de maní y compost de algas marinas. La fibra de coco es un ejemplo de material orgánico exótico y de limitada disponibilidad (Raviv M. et al., 1986).

En sustratos orgánicos tales como turba, corteza y mantillo de hojas la disponibilidad de nutrientes es baja. En sustratos orgánicos originarios de excreciones animales o residuos urbanos algunos nutrientes pueden exhibir niveles altos dependiendo del origen del compost y de los procesos de compostaje (Raviv M. et al., 1986).

2.1.5.1- Tipos de sustratos y materiales orgánicos

La tendencia actual es hacia el uso de residuos y subproductos que son de difícil aprovechamiento, que están disponibles en grandes volúmenes o que son difíciles de hacer desaparecer. Así mismo, se está evitando la utilización de materiales que prácticamente no son renovables como el suelo, turba y xaxim (García M., 2000).

Según García M. (2001), los siguientes materiales pueden ser utilizados como sustratos orgánicos (animales y vegetales): estiércoles, cáscara de arroz, cáscara de pino, aserrín, residuos vegetales, residuos de la industria de la caña de azúcar, residuos de la industria del vino, esfagno. Estos materiales pueden ser utilizados luego de un proceso de compostaje o vermicompostaje.

Residuos urbanos

Los compost de residuos domiciliarios y turba poseen elevada capacidad de retención de agua, en detrimento de una baja aireación. Esto significa que, en el estado normal del cultivo, el 80 % de los poros se encuentran llenos de agua y el restante 20 % con aire (Backes M. A. et al., 1988).

Cuadro N° 2.13

Propiedades físicas en Compost de residuos urbanos

Parámetro	
Densidad real g/cc	0.58
Porosidad Total %	70.8
Porosidad del aire %	10.6
Agua disponible %	60.2

Fuente. Backes M.A. et al. (1988).

Se pueden citar como características negativas del compost de residuos urbanos el alto valor de pH y el alto tenor total de sales solubles (TTSS). Como características positivas: la retención del agua, la densidad, la capacidad de intercambio catiónico y el tenor en nutrientes (Backes M. A. et al. 1991).

Debido a los aspectos negativos de los compost de residuos sólo se aconseja su uso como componente del sustrato, mezclado con otros materiales (Backes M. A. et al. 1991).

La comparación del peso fresco de plantas ornamentales en los tratamientos (Residuos + Turba + Suelo) 14,6 g y (Turba + Suelo) 9,3g, evidencia un aumento en el rendimiento en torno de 57 %, proporcionado por el aumento de compost de residuos a la mezcla Turba + Suelo (Backes M. A., et al., 1988).

La composición promedio de los compost urbanos varía entorno a los siguientes valores (Mustin M., 1987):

Cuadro N° 2.14

Composición del compost urbano

pH	5.9 - 7.1
Conductividad eléctrica	1530 - 2420 micrómetros/cm
Materia orgánica /MS(%)	68.5 - 72.3
CaCO ₃ (%)	<0.1 - 0.66
N total	9650 - 12100 ppm
N-NO ₃	57 - 210 ppm
N-NH ₄	100 - 600 ppm
Ca	12400 - 14600 ppm
Mg	620 - 920
K	3700 - 5000 ppm
P	333 - 532 ppm
Fe	1100 - 1650 ppm
Mn	83 - 883 ppm

Fuente: Mustin M. (1987).

A continuación se detallan Normas cualitativas para los compost urbanos utilizados como sustratos orgánicos de cultivo en Austria, (Mustin M., 1987):

1) Materia orgánica	Valor
pérdida por incineración (%MS)	18 - 30
materia orgánica volátil (% MS)	12 - 20
Carbono total (%MS)	12 - 20
2) Propiedades físicas	
humedad (% agua en la materia bruta)	25 - 35
retención en agua (agua (g) /100g MS)	85 - 120
densidad (materia húmeda)	< ó =0.85
pH	7.0 - 8.5
conductividad eléctrica (microSiemens/cm)	< ó =5000

3) Elementos minerales

% de MS

Nitrógeno total	0.5 – 1.5
Fosfato total P ₂ O ₅	0.4 – 0.8
Fosfato asimilable P ₂ O ₅	0.04 – 0.1
Potasio total K ₂ O	0.3 – 1.0
Potasio asimilable K ₂	0.25 – 0.75
Calcio CaO	2.0 – 12.0
Carbonatos CaCO ₃	3.0 – 20.0
Magnesio MgO	0.5 – 3.0
Hierro total Fe	0.1 – 0.6

ppm de MS

Manganeso Mn	500 - 1200
Boro B	2 - 20
Cobre Cu	> ó = 100
Zinc Zn	> ó = 300
Nitrógeno amoniacal N-NH ₄ ⁺	< ó = 0.1

Residuos vegetales

La distribución del tamaño de partícula del compost de residuos vegetales mostró una igual tendencia entre 0,1 y 5 mm. La fracción de partículas en el rango de tamaño 0,1-0,5 mm, retuvo un alto valor (31,5 %) de agua disponible en el medio de crecimiento (Handreck, 1983), citado por (Spiers T.M et al., 2000). Mezclas con 40 % de compost de desechos verdes tuvieron altos niveles de conductividad eléctrica (1,37-2,29 dSm⁻¹) el cual puede causar daño a los plantines y disminución de la cosecha, aunque los tomates en este ensayo no mostraron efectos adversos (Spiers T.M et al., 2000).

Según, Verdonck O. (1988), el compost de residuos vegetales presenta 16-20 % de materia orgánica.

No es conveniente utilizar el compost de residuos vegetales como un medio de crecimiento debido al inadecuado espacio de aire, alto contenido de sales y alto pH (Spiers T.M et al., 2000).

El compost de residuos vegetales comparado al de turba y corteza presentó mayor contenido de sales, pH y K extraíble en agua. El contenido de K fue responsable del alto nivel de conductividad eléctrica. El estudio de la retención de nutrientes mostró que el nitrógeno y potasio permanecieron cercanos a concentraciones constantes. La excepción fue el fósforo, el cual fue rápidamente adsorbido por la materia orgánica. Por esto se requirió suministrar fósforo extra al medio de crecimiento para compensar esa retención (Spiers T.M et al., 2000).

Cuadro N° 2.15

pH, conductividad eléctrica, y nutrientes extractables en agua en compost de residuos vegetales, corteza de pino y turba.

	pH	CE dS/m	NH ₄ -N	NO ₃ -N	P	K	Ca	Mg
			ppm					
Compost residuos veg.	6.8	3.43	5	72	3	916	34	22
Corteza	4.8	0.10	0.1	0.3	2	19	3	4
Turba	4.0	0.10	2	2	0.5	2	3	1

Fuente: Spiers T.M et al. (2000).

A continuación se presenta un ejemplo de la composición química de un compost de residuos vegetales.

Cuadro N° 2.16

Composición de compost de residuos vegetales

Nutriente	mg/l
P	300 - 600
K	2500 - 4000
Ca	2500 - 3500
Mg	300 - 500
Cu	30 - 80 *
Zn	150- 250*
N-NO₃	100 - 600
pH	7.5 - 8.5

Fuente: Verdonck O. (1998).

* mg/kg de materia seca

Cáscara de arroz

Después de los procesos de carbonización la cáscara de arroz tiene un pH cercano a la neutralidad (7,5 en agua), con baja densidad aparente (alrededor de 220 g/l), mayor a un 50% de materia seca, alta porosidad total, con una relación aire/agua cercana a 3:1 a capacidad de contenedor y un bajo volumen de agua en los microporos (9 % de agua a 100 cm de tensión de agua) (Kämpf A.N. et al., 1991).

Los resultados de la tesis realizada por Mori C. (2001) en sustratos, muestra que las curvas de retención de agua de los sustratos puros de compost y cáscara de arroz carbonizada (CAC) cambiaron de posición relativa en los tramos de 0 – 20 cm y 20-100 cm de succión. Se observa que la CAC tuvo mayor retención de humedad a bajas tensiones, mientras que el compost 100% a altas tensiones. Este comportamiento de las curvas de retención de agua reflejó las diferencias de cada sustrato en su porosidad total.

La pérdida inicial de agua bajo condiciones naturales es alrededor de 75% en la cáscara de arroz, 24% en arena y 29% en turba (Kämpf A.N. et al., 1991). La cáscara de arroz carbonizada presenta alta capacidad de aire (porosidad del aire = 55%) y consecuentemente una baja capacidad de retención de agua (agua fácilmente disponible = 6,7%) (A.N. Kämpf et al., 1991). Con respecto a las propiedades químicas, la cáscara de arroz carbonizada es un material poco activo químicamente y es especialmente pobre en nitrógeno (cuadro 2.33) (Backes M. A. et al., 1988).

Kämpf (1995), citado por Mori C. (2001), menciona las siguientes propiedades de la cáscara de arroz carbonizada:

pH (H ₂ O):	6,6 – 7,7
Salinidad (TTSS):	0,3 – 0,7 g/l (como KCl)
CIC:	25 – 55 meq/l
Densidad:	200 g/l
Materia seca:	50%
Porosidad total:	70 %
Espacio de aire:	40 –50 %
Agua disponible:	20 %
Agua de reserva:	10%

Otras características:

- estabilidad estructural
- ausencia de propágulos de hierbas malas
- después de la carbonización, ausencia de patógenos típicos del suelo.

Cuadro N° 2.17

Análisis químico de cáscara de arroz carbonizada (CAC) y arena (A).

Medio	CAC	A
CSS g/l	0,33	0,01
Ca interc. g/l	0,06	0,15
N mín. mg/l	0,3	8
P ₂ O ₅ mg/l	110	0
K ₂ O mg/l	464	30
Mg interc. mg/l	93	41

Fuente: (Kämpf A.N. et al., 1991).

CSS = contenido de sal soluble en agua, expresado como KCl.

En análisis de las propiedades físicas y químicas realizados a sustratos puros o mezclas, se constató el siguiente comportamiento de la cáscara de arroz carbonizada (CAC) según Kämpf A. N. (1995):

- en el suelo mineral: baja su densidad, aumenta el espacio de aireación y eleva el valor de pH;
- en el compost de residuos urbanos : disminuyó el tenor total de sales solubles, baja la densidad y mejora el drenaje;
- en la producción de mudas de tomate, maracujá-amarillo, plantas en turba + CAC presentan aumento significativo de peso, altura y número de hojas en relación a plantas producidas en turba pura o en mezcla con arena;
- en el cultivo de maracujá – amarillo: el crecimiento inicial de las plántulas mostró altos coeficientes de correlación con algunas propiedades del sustrato, como densidad, porosidad, espacio de aireación y valor de pH. CAC actúa como un acondicionador de estas propiedades en las mezclas con turba.
- agregada a turba: mejoró el drenaje, redujo en forma importante el valor de retención de agua y elevó el valor del pH.

El agregado de cáscara de arroz carbonizada a turba de “Aguas Claras” tuvo un efecto positivo en el crecimiento de Lobularia, Tagetes, Viola y tomate “Kada”. Debido al alto contenido de nutrientes disponibles (P, K, Mg) y el efecto físico de la cáscara de arroz carbonizada, esta puede ser una buena alternativa en lamezcla de materiales para la industria de sustratos hortícolas (cuadro 2.16) (A.N. Kämpf et al., 1991).

Turba

La turba es formada como el resultado de la descomposición parcial de plantas bajo condiciones anaeróbicas o semianaeróbicas. Los principales tipos de turba corrientemente usados en horticultura pueden ser clasificados de acuerdo a su origen botánico y grado de descomposición. La turba más importante formada de plantas es de *Shpagnum spp.*, y otras Bryales, y muchas especies de plantas leñosas (Raviv M. et al., 1986).

Cuadro N° 2.18

Descomposición de diferentes tipos de turbas

Turba	Descripción
<i>Sphagnum</i> rubia	Sin descomponer a algo débilmente humificada.
De transición/ <i>Sphagnum</i> negra	Débilmente humificada a algo descompuesta
Herbácea negra	Fuertemente descompuesta a completamente humificada

Fuente: Abad et al. (1985), citado por Cadahia C. (1998).

En la época actual, y sobre una base mundial, el incremento anual de materia orgánica en las turberas es significativamente inferior a su pérdida (descomposición) y consumo para producción de energía y utilización en agricultura y horticultura lo que resulta en una explotación no sostenible de este recurso natural difícilmente renovable (Cadahia, C., 1998).

Las turbas de pantano se caracterizan por tener bajos valores de pH y bajos niveles de elementos nutricionales. La importancia de utilizar turba como un componente en el medio de crecimiento se debe su alta capacidad de retener agua, baja densidad volumétrica (lo cual reduce el costo de carga) y alta CIC (Raviv M. et al., 1986).

Cuadro N° 2.19

Propiedades físicas de las turbas según la composición botánica y el grado de descomposición

Propiedad	Turba		
	<i>Sphagnum</i> rubia	<i>Sphagnum</i> negra	Herbácea negra
Índice de grosor (%)	46	42	-
Densidad aparente (g/cm ³)	0.07	0.14	0.08
Porosidad total (% vol.)	96	91	94
Capacidad de aireación (% vol.)	41	18	15
Agua fácilmente disponible (% vol.)	25	28	18
Agua de reserva(% vol.)	6	7	8
Agua total disponible(% vol.)	31	35	26
Agua difícilmente disponible(% vol.)	24	38	53
Capacidad de retención de agua (ml/l)	687	804	741
Contracción(% vol.)	22	34	90

Fuente: Abad et al. (1996) citado por Cadahia C. (1998).

La turba de Sphagnum es frecuentemente incorporada en sustratos para mejorar la capacidad de retención de agua, para aumentar el porcentaje en volumen de materia orgánica estable y reducir el oxígeno tomado en la zona radicular (Hoitink H.A.J. et al., 1986).

Puustjarvi, citado por Raviv M. et al. (1986), la turba utilizada en un cultivo intensivo debe presentar como mínimo 50% en volumen de porosidad del aire. En la turba la máxima tensión en la cual no se inhibe el crecimiento ocurre probablemente a 50 cm.

Cuadro N° 2.20

Niveles de Relaciones C/N de Turba

C/N	Nivel
Menor a 20	Buena
20-25	Aceptable
25-30	Deficiente
Mayor a 30	Mala

Fuente: Guerrero (1992), citado por Ansorena M. (1994).

La turba es pobre en los elementos fósforo y potasio (cuadro 2.33) (Backes M. A., et al., 1988).

A pesar de las ventajas que presenta la turba, existe una extensa búsqueda de sustitutos de turba en muchas partes del mundo. La principal razón es el alto costo de la turba, particularmente en países sin recursos de turba local (Raviv M. et al., 1986).

Por tratarse de un material de origen natural, se encuentran marcadas diferencias en calidad entre lotes distintos. Exige una preparación previamente a su utilización (molido, encalado, fertilización de fondo, etc.) (Abad, et al. 1996, citado por Cadahia, C. 1998).

Según Raviv M. et al., (1986), las siguientes variables sirven como guía para determinar la conveniencia de distintos materiales en el reemplazo de la turba:

- a) densidad en volumen menor a 0,4 g/cm³;
- b) volumen de poros mayor a 70 %;
- c) materia orgánica mayor a 80 % en peso;
- d) CIC mayor a 20 meq/100g.

Corteza

Algunas importantes características que determinan el uso de la corteza son la baja capacidad de retención de agua y en algunos casos la capacidad de liberar agentes fungicidas solubles en agua (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Los medios de crecimiento que contienen cortezas de árbol por lo general tienen valores de porosidad del aire mayor a 25 % y tasas de percolación mayor a 25 cm/min, evita la pudrición de las raíces (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Grandes cantidades de corteza sirven como agente de volumen durante el compostaje de residuos orgánicos pesados tales como desechos de ciudad. La corteza puede también usarse para mejorar el nivel de aire de los materiales como turba negra (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Cuadro N° 2.21

Mezcla de turba y corteza compostada

Mezclas	Peso vol. g/l	Porosidad Total %	aire % v/v	Agua fácilmente disponible %
100% turba	101	93,1	13,0	36,3
90% turba:10% corteza	111	92,5	14,9	32,4
75% turba:25% corteza	124	91,5	20,2	28,9
50% turba:50% corteza	146	89,9	25,2	22,2
25% turba:75% corteza	187	87,2	31,7	17,9
100% corteza	272	81,2	38,2	9,0

Fuente: Verdonck O. et al.(1988).

La capacidad de retención de agua de la corteza es pobre. También es pobre en nutriente y baja su CIC, no permite acumulación de nutriente en el medio. El pH de la corteza (4,5-5,2) está por debajo del rango óptimo (6,5-8,5) para el proceso de compostaje (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Frecuentemente muchos compost de cortezadesprenden altos niveles de manganeso (H.A.J. Hoitink et al., 1980). Así también, Winsor (1990), citado por Mori C. (2001), menciona que ha verificado altos contenidos de Mn en compost de corteza de pino, manifestándose en muchos casos toxicidad, particularmente a pH ácidos.

La toxicidad de manganeso puede controlarse al elevar el pH del medio cerca de la neutralidad y/o por aplicar altas cantidades de Fe disponible. Altas relaciones Fe/Mn reducen la absorción de Mn (Raviv M. et al., 1986).

Aserrín y chips

Los compost de residuos de madera (aserrín y chips) se caracterizan por tener baja porosidad del aire (comparado a turba sphagnum o corteza) bajo contenido de agua fácilmente disponible (comparado a turba), y muy alta relación C/N (Raviv M. et al., 1986).

El rango de densidad aparente encontrada en aserrín de varios orígenes, es 0,14-0,23 g/cm³ (Raviv M. et al., 1986).

Materiales agrícolas como desperdicios municipales y de la industria de la madera pueden ser compostados para aprovechar sus propiedades, utilizándolos como agentes de volumen y para captar nitrógeno (Raviv M., 1998).

Estiércol

La adición de nitrógeno como amonio y/o estiércol de ave levanta el pH y resulta en más altas tasas de descomposición que aquellas obtenidas cuando es usado nitrato de amonio como única fuente de nitrógeno. Por lo tanto, la urea, estiércol de ave y otros desechos altos en nitrógeno, son preferidos como fuente de nitrógeno. Para impedir el exceso de pérdida de amoníaco, el pH del compost puede permanecer debajo de 7,4 en compost en sistemas aeróbicos. Para evitar estos problemas deberían usarse mezclas de nitrato de amonio y nitrógeno-urea o urea y otras fuentes de nitrógeno orgánico. La respuesta de la planta en composts preparados con estiércol de ave frecuentemente es mejor que aquella en compost preparados con fuentes de nitrógeno sintético (Hoitink H.A.J. et al., 1980).

Cuadro N° 2.22

Composición de estiércoles (%MS)

	Equinos	Bovinos	Ovinos	Suinos	Aves
N	1,4	1,7	1,4	1,9	1,9
P	0,5	0,9	1,0	0,7	1,8
K	1,8	1,4	2,1	0,5	1,0
C/N	18/1	32/1	32/1	16/1	S/d

Fuente: García M. (1999).

En promedio se puede hablar que el estiércol de ave tiene un 70% de materia seca, y 1,5 a 2,5 % de nitrógeno, dependiendo del tipo de estiércol de ave (parrillero con cama o

ponedora puro respectivamente). Se supone que el 50% del estiércol se mineraliza el primer año, 25% el segundo año y 10% el tercer año (García M., 2000).

Cuando ocurre una relación C/N excesivamente baja, del orden de 5/1 a 10/1 como pueden ser el abono de gallina o los residuos animales procedentes de la industria frigorífica, los microorganismos utilizan todo el carbono disponible y eliminan el exceso de nitrógeno bajo la forma de amonio (liberado a la atmósfera) o de nitrato (lixiviado en el perfil del suelo) causando así pérdidas de nitrógeno (Kiehl, E.J. 1985 así como Silva, A., 1995 citados por Aguirre S. et al., 1998).

El uso de estiércol de corral y “de bosque” es una práctica utilizada desde hace milenios en distintas regiones agrícolas del mundo. La acumulación del estiércol se da normalmente en corrales, entorno a salas de ordeño y en montes de abrigo. Este último es el llamado “abono de bosque” y se encuentra en Uruguay en estancias que tienen generalmente montes de eucaliptos como abrigo (sombra y protección para las tormentas) para vacunos y ovinos. Bajo los árboles se van acumulando las heces y orina mezcladas con hojas y ramas que forman con los años un compuesto orgánico con características particulares (Remedi de Souza M. 1995 citado por Aguirre S. et al., 1998).

2.1.5.2- Tipos de sustratos y componentes inorgánicos

Suelo mineral

Los resultados de un estudio mostraron elevado valor de densidad real del suelo mineral en comparación a los materiales orgánicos, quedando por encima del recomendado por Punt (1973), Conover (1967) y Goh et al.(1977), citados por Backes M. A. et al. (1988) que indican valores ideales de un máximo de 1 g/cm³ para especies tolerantes a sustratos pesados.

El suelo arenoso, componente de bajo costo de obtención, presentó problemas en relación con su elevada densidad, baja CIC y retención de agua, lo contrario de la turba que tenía baja densidad y pH ácido (Backes M. A. et al., 1988).

Cuadro N° 2.23

Valores de la CIC de algunos componentes del suelo

Coloide	CIC meq/100g
Material inorgánico	
Arena y limo	3

Arcillas:	
Caolinita	5
Illita, Clorita	30
Montmorillonita	100
Material orgánico	
Humus:	
pH 5	120
pH 7	160
pH 8	210

Fuente: Ansorena M., (1994).

Arena y gravas

Según García M. (1999), se utilizan materiales inorgánicos tipo arena frecuentemente en mezclas de sustratos para elevar la densidad, reducir la contracción del sustrato al secarse y facilitar la posterior absorción de agua. La retención de agua de estos materiales es baja y su permeabilidad muy alta.

Las propiedades físicas varían en función del tamaño de las partículas. La densidad aparente de las arenas es superior a $1,5 \text{ g/cm}^3$, siendo el espacio poroso total inferior al 50% del volumen (Moinereau et al., 1987 y Martínez et al. 1993, citados por Cadahia C., 1998).

Los materiales arena y grava, suelen considerarse inertes desde el punto de vista químico, siendo su pH próximo a la neutralidad, su capacidad de intercambio catiónico nula, inferior a 5 meq/100gr según Moinereau et al. (1987), citado por Cadahia C.(1998).

Si bien existe adecuada disponibilidad para la arena a corto plazo, cabe pensar que se presentarán problemas de suministro en un futuro no muy lejano, originados, fundamentalmente, por el impacto ambiental que provoca su extracción (Cadahia C., 1998).

Vermiculita

La vermiculita es un mineral semejante a la mica, expandido hasta veinte veces su tamaño original mediante la rápida conversión a vapor de su contenido de agua. El producto final puede presentarse en varias formas, el cual puede ser utilizado como sustrato por las buenas condiciones de aireación y retención de agua. La vermiculita tiene una elevada capacidad de intercambio catiónico y, en general, contiene cierta cantidad de potasio y magnesio asimilables (Adams C.R. et al., 1984).

Según Souza (1999), evaluó el efecto de la utilización de la vermiculita con los sustratos orgánicos. Se observó que las concentraciones de vermiculita superiores al 10

% comprometieron el desarrollo de las mudas de tomate, por un efecto de dilución de los sustratos.

Perlita

La perlita es un mineral que, después de triturado, se expande por medio del calor, dando lugar a un agregado blanco y ligero. Los gránulos no son porosos pero su superficie rugosa es capaz de retener mayor cantidad de agua que las gravas o las bolitas de poliestireno. Suele utilizarse para mejorar las condiciones de aireación del sustrato de cultivo. Está exenta de elementos nutritivos y no tiene capacidad de intercambio catiónico (Adams C.R. et al., 1984).

Cuadro N° 2.24

Propiedades físicas de un tipo de perlita comercial de textura intermedia (0-3 mm; densidad 105 – 125 kg/m³).

Propiedad	Valor
Densidad aparente (g/cm ³)	0.128
Porosidad total (% vol.)	86.7
Porosidad ocluida (% vol.)	7.9
Capacidad de aireación (% vol.)	41.9
Agua fácilmente disponible (% vol.)	17.6
Agua de reserva (% vol.)	6.7
Agua total disponible (% vol.)	24.3
Agua difícilmente disponible (% vol.)	20.5

Fuente: Marfà et al. (1993); Martínez et al. (1993) citados por Cadahia C. (1998)

Lana de roca

La lana de roca es un material aislante que se obtiene a partir de un tipo de roca granítica, triturada, fundida e hilada en fibras. Tiene elevada capacidad de retención de agua y buenas condiciones de aireación. Es preciso aplicar un abono completo. Tiene cierta capacidad tampón pero, igual que ocurre con las turbas, es muy baja si se considera en volumen de producto (Adams C.R. et al., 1984).

La lana de roca presenta inicialmente una reacción débil a moderadamente alcalina (pH = 7,0-8,5) (Cadahia C., 1998).

Cuadro N° 2.25

Propiedades físicas de la lana de roca comercial

Propiedad	Valor
Densidad aparente (g/cm ³)	0.068
Porosidad total (% vol.)	97.4
Capacidad de aireación (% vol.)	35.9
Agua fácilmente disponible (% vol.)	58.8
Agua de reserva (% vol.)	0.3
Agua total disponible (% vol.)	59.1
Agua difícilmente disponible (% vol.)	2.4

Fuente: Benoit et al. (1990) citado por Cadahia C. (1998).

2.1.5.3- Propiedades físicas de diferentes materiales

Cuadro N° 2.26

Características físicas ideales de un sustrato para plantas ornamentales

Densidad real g/cm³	Porosidad total	Agua disponible	Porosidad del aire
0,4-1,0	85	40-50	10-20

Fuente: Backes M. A. et.al.(1988).

Cuadro N° 2.27

Propiedades físicas de diferentes materiales

Materiales	Da g/cm³	POR	PAI	PA	AD	AFD	AR
		(% volumen)					
Turba	0.08-0.2*	86-95*	14-27*	53.4**	60,9***	16-33*	2**
		75.4**	22**			11.7**	4-9*
		69,9***	8,6***				

Cáscara arroz carbonizada		71.5** 66,6 ***	55.9** 12,7 ***	16.6**	53,9 ***	6.7**	1**
Corteza	0.12-0.27*	81-95 *	38-61 *			3-6 *	0.5-2 *
Arena		39.1**	9.3**	28.8**		24.8**	1.1**

* Raviv M. et al. (1986). ** Kampf A.N. et al. (1991). *** Fuente: Backes M. A. et.al. (1988).

Da: densidad aparente; POR: porosidad total; PAI: porosidad del aire; PA: porosidad del agua; AD: agua disponible; AFD: agua fácilmente disponible; AR: agua de reserva.

Cuadro N° 2.28

Densidad aparente y real de diferentes sustratos orgánicos.

Sustrato	Densidad real g/cm³	Densidad aparente g/cm³
Turba	1,55	0,05-0,20
Hoja de pino molida	1,90	0,10-0,25
Corteza	2,00	0,10-0,30

Fuente: Raviv M. et al. (1986).

En base al análisis de diferentes materiales, se observa que presentan diferentes densidades reales: turba y cáscara de arroz carbonizada, con valores bajos (alrededor de 0,2), suelo mineral, con alta densidad (1,5), el compost de residuos urbanos, con valor intermedio (cerca de 0,6), encontrándose cerca del rango recomendado para un sustrato ideal (0,8), de acuerdo con Bunt (1973), Conover (1967) y Goh y Haynes (1977) citados por Backes M. A. et al. (1991).

Cuadro N° 2.29

Porosidad de sustratos de pino molido y turba.

Sustrato	POR (%vol.)	PA (%vol.)	PAI (%vol.)
Pino molido	94-95	16-28	67-69
Turba	87-95	69-83	6-26

Fuente: Verdonck O. et al.(1981).

Otra característica de utilidad en el análisis de sustratos es la *razón de vacíos* (porcentaje de poros dividido entre el porcentaje de sólidos). Cuanto mayor el índice, mayor la proporción de poros en el sustrato (Fermino M. H., 2002).

Cuadro N° 2.30

Razón de vacíos de sustratos.

	Porosidad Total (%)	Sólidos (%)	Razón de vacíos
Sustratos minerales			
Arcilla expansiva 0,0-0,2 mm	42	58	0,7
Arcilla expansiva 0,1-0,4 mm	56	44	1,3
Perlita	74	26	2,8
Sustratos orgánicos			
Compost de residuo urbano	47	53	0,9
Cáscara de arroz carbonizada	91	9	10
Turba negra	93	7	13,3
Fibra de coco	98	2	49

Fuente: Fermino M. H. (2002).

El compost de residuo urbano y la turba se destacaron por la alta capacidad de retención de agua (cerca de 61 % del volumen), por encima de (40 a 50 %) recomendado por (Penningsfeld, 1983 y citado por Fermino M. H., 2002). Cáscara de arroz carbonizada retiene 54 %, en tanto la capacidad de retención en el suelo mineral fue por debajo de 30 % (Fermino M. H., 2002).

Cuadro N° 2.31

Efecto de sustratos orgánicos en la formación de mudas de tomate.

Sustratos	Stand final	Terrones enteros al trasplante	Hojas		
			Masa verde (g)	Masa seca (g)	% M.S.
Tierra pura	18.5 b	6.7 e	3.7 e	0.57 e	16.0 a
Compost puro	20.1 a	97.2 a	52.6 a	6.0 a	13.2 c
Tierra/compost (1:1)	19.8 a	84.6 b	32.7 b	4.4 b	14.8 b
Tierra/compost (2:1)	19.2 a	60.6 c	20.4 c	2.9 c	15.0 b
Tierra/compost (3:1)	19.8 a	49.6 d	14.4 d	2.1 d	14.8 b
C.V.(%)	10.9	34.4	47.6	33.4	11.4

Medias seguidas por la misma letra, en las columnas, no difieren entre si por el test de DUNCAN a 5%
Fuente: Souza (1999).

Cuadro N° 2.32

Propiedades físicas de diferentes sustratos

2. COMPONENT E	Densidad aparente	Retención de agua	Aireación	Drenaje	Otras
Orgánico					
Cáscara arroz carbonizada	Baja	Baja	Buena	Alto	
Aserrín	Baja	Baja	Buena	Alto	
Estiércol	Alto	Alta	Varia	Varia	
Turba	Varia	Alta	Intermedia	Varia	
Inorgánico					
Arena río 1-3 mm	Muy alto	Baja	Buena	Alto	
Vermiculita 1-3 mm	Baja	Alta	Buena	Intermedia	Se compacta
Perlita	Baja	Baja	Buena	Alto	No se compacta
Poliestireno sintético	Baja	Muy baja	Buena	Alto	

Fuente: García M. (2000).

2.1.5.4- Propiedades químicas de diferentes materiales

Cuadro N° 2.33

Capacidad de intercambio catiónico de diferentes sustratos

Sustrato	mg/l
Arena	10-40

Suelo húmico arenoso	40-80
Suelo limo arcilloso	80-150
Suelo húmico arcilloso	100-200
Suelo arcilloso	200-450
Turba musgo	80-180
Turba negra	300-500
Hoja musgo	250-400
Vermiculita	50-80
Espuma sintética	2-5
Perlita	0-1
Roca de lana	0-1
Arcilla expansiva	0-1

Fuente: Verdonck O. et al.(1981).

Cuadro N° 2.34

Tenores totales de nitrógeno, fósforo y potasio de diferentes materiales

3. MATERIAL	N (mg/l)	P(mg/l)	K (mg/l)
Suelo	170	69	99
Turba	146	18	45
Compost de residuos urbanos	7530	4580	4390
Cáscara de arroz carbonizada	0,3	110	464

Fuente: Backes M. A. et. al.(1988).

Cuadro N° 2.35

Elementos químicos de diversos materiales

Residuo	C	N	P	K	Ca	Mg	S
	(g/kg) base seca						
Residuos urbanos	278	10	3	5	19	2	3
Estiércol bovino	486	27	18	32	30	9	3
Estiércol de Gallina	311	31	18	16	51	11	4

Fuente: Raij et al. (1997) citado por de Melo W. J. et al (2000).

Cuadro N° 2.36

Valores de la relación Carbono/Nitrógeno de diferentes materiales orgánicos

Tipo de materia orgánica	Relación C/N
Estiércol de vacuno	28
Estiércol de ovino	23
Basura frescas	30
Compostaje urbano	14
Lodos	11
Turba parda francesa	20-26
Turba rubia rusa	54
Turba rubia alemana	49
Corteza de pino marino no compostada	300
Corteza de pino silvestre compostada	92

Fuente: Lemaire et al. (1989), citado por Ansorena M.(1994).

Según Backes M. A. et al. (1988), las características químicas ideales de un sustrato para la mayoría de las plantas ornamentales son: pH 5,5-6,5, capacidad de intercambio catiónico 120 meq/l, concentración de sales 3 g/l.

La salinidad de los materiales, evaluada a través del tenor total de sales solubles (TTSS), es baja en el suelo mineral y en la turba (0,2 y 0,3 g de sales solubles/l sustrato, respectivamente); es media en la cáscara de arroz (0,7 g/l) y excesivamente alta en compost de residuos urbanos (5,2 g/l) (Backes M. A. et al., 1988).

Considerando un pH óptimo para el cultivo de la mayoría de las plantas entre 5,5 y 6,5 (Goh et al., 1977) citados por (Backes M. A. et al., 1988), solamente el suelo mineral estaría dentro del recomendable. Mientras que la turba posee reacción ácida, el compost de residuos domiciliarios y cáscara de arroz poseen reacción alcalina, no siendo apropiado el uso solo de este elemento (Backes M. A. et al., 1988).

Cuadro N° 2.37

pH según tipo de sustrato

Material	pH
Hoja pino molido	3,9-5,5
Turba	3,0-4,5
Corteza	6,0-6,8
Perlita	6,5-7,2
Roca de lana	+/. 7
Vermiculita	5,5-9,0

Fuente: Verdonck O. et al. (1981).

Cuadro N° 2.38

Comportamiento químico de aquellos compost utilizados en los sustratos

Naturaleza del compost	Comentarios
Fango urbano compostado con viruta y chips de madera	Fuerte tenor en elementos minerales, en particular N y P. Salinidad excesiva: máximo 50 % en los sustratos, y menos en función de la mineralización.
Compost urbano (fango + residuos)	Salinidad excesiva. Presencia de boro. No sobrepasar el 30 a 40 % en el sustrato y disminuir el pH por acidificación, si es muy elevado.
Corteza resinosa adicionados a fango o residuos triturados.	Fuerte tenor en Materia Orgánica estable y grado de salinidad menos elevada. Se puede alcanzar 50 % y más. Efecto supresor sobre hongos patógenos.

Fuente: Gouin et al., citado por Mustin M. (1987).

Cuadro N° 2.39

Propiedades químicas de diferentes sustratos

Componente	CIC	C/N	pH	Otras
Orgánico				
Cáscara arroz carbonizada	No	39/1	Ligeramente Alcalino	Con Ca y K. Puede inmovilizar N
Aserrín	Muy bajo	400/1	3,5 a 6,5	Puede inmov. N. Sust. Tóxicas
Estiércol	Alto	Varía		Proporciona nutrientes. Daño por NH ₄
Turba	Alta	9 a 37	3,6-8	Poder buffer
Inorgánico				
Arena río 1-3 mm	Baja		7 o menos	Riesgo salinidad
Vermiculita 1-3 mm	Alto	No	6 a 8	Con Ca, K, Mg.
Perlita	Muy bajo	No	7	Sin nutrientes
Poliestireno sintético	No	No	7	Sin nutrientes

Fuente: García M. (2000).

4. 2.2- MATERIA ORGÁNICA

2.2.1- Definición

El conjunto de sustancias orgánicas que se pierden al quemar un material constituye la Materia Orgánica (MO) y se compone de compuestos en los que el carbono de la planta, procedente del anhídrido carbónico absorbido por las hojas, se halla unido al hidrógeno, oxígeno y nitrógeno (almidones, azúcares, fibra, grasa, proteína, etc.). Algo parecido ocurre al incinerar muestras de origen animal (Ansorena M.,1994).

En opinión de Fassbender H. (1978) citado por Reherman C. (2000), la materia orgánica está constituida por los compuestos de origen biológico que se presentan en el suelo. El edafón consiste en los organismos vivientes del suelo o sea su flora y su fauna. En el horizonte A de los suelos cultivados, el edafón constituye entre un 10 – 15 % de materia orgánica. El humus está compuesto por los restos postmortales vegetales y animales, que se encuentran en el suelo y están sometidos constantemente a procesos de descomposición, transformación y resíntesis. De esta manera se diferencian los conceptos de materia orgánica y humus.

Según Silva A. (1995), las sustancias orgánicas existentes en el suelo pueden ser incluidas en dos grandes grupos:

- a) *Restos orgánicos frescos*; se incluyen aquí los productos de la descomposición, así como los productos de la actividad vital de la población microbiana.
- b) *Sustancias húmicas*; producto de complejas transformaciones de los restos frescos.

Los nutrientes contenidos en la materia orgánica del suelo son liberados a través de procesos biológicos y microbiológicos: mineralización primaria (descomposición del material fresco) y secundaria (descomposición del material humificado), dejando los nutrientes asimilables para la planta. Estos procesos de descomposición están en íntima relación con los procesos opuestos de inmovilización (los elementos minerales se incorporan a los cuerpos microbianos) y humificación (las sustancias orgánicas por mecanismos de polimerización se agregan unas a otras, aumentando su peso específico). Los principales productos de la descomposición de la materia orgánica son carbonatos, sulfatos, fosfatos, nitratos y amonio (García M., 2000).

Los materiales orgánicos tienen en orden creciente: azúcares, compuestos aminados y proteínas simples; proteínas brutas, hemicelulosa y partes de celulosa; lignina, lípidos, ceras y otras partes de celulosa (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

En el proceso de descomposición, la pérdida de carbono como anhídrido carbónico es muy superior a la de nitrógeno, por lo que la relación entre las cantidades de carbono y de nitrógeno presentes en la materia orgánica (C/N), disminuye a lo largo del proceso y se hace tanto más pequeña cuanto más descompuesta está la materia orgánica. En el suelo, la relación C/N para el humus estable alcanza un valor próximo a 10 (Ansorena M., 1994).

2.2.2- Estabilidad de la materia orgánica

La relación C/N es tradicionalmente usada como un indicador del origen de la materia orgánica, maduración y estabilidad. En general, el rango de relación C/N es 5 a 30. Es deseable una relación C/N menor que 20 pues es un indicador de madurez y estabilidad orgánica del sustrato (Raviv M. et al., 1986).

Chanyasak y Kubota citados por Raviv M. et al. (1986), encontraron que un valor constante de 5-6 de la relación C/N orgánico en el agua extractada, independiente del tipo de materia prima, es un indicador de madurez del compost.

Cuando se preparan sustratos orgánicos a partir de sustancias naturales, es necesario tener en cuenta los valores de la relación C/N; cuanto más bajo sea el valor de este cociente, más mineralizado estará el material (Ansorena M., 1994).

2.2.3- Efectos de la materia orgánica

Para Fassbender H. (1978) citado por Reheman C. (2000), la importancia de la materia orgánica se explica por la influencia que tiene sobre muchas de las características de los suelos, como: cambiar el color a tonos oscuros, favorecer la formación de agregados, reducir la plasticidad, aumentar la capacidad de retención de agua, aumentar la capacidad de intercambio catiónico, aumentar la capacidad tampón del suelo, favorecer la disponibilidad de nutrientes a través de los procesos de mineralización.

Relacionado directamente con la materia orgánica, especialmente en la forma de humus, esta el poder buffer del pH, la CIC, la retención de agua y aireación (Backes M. A. et al., 1988).

5.

El humus es la parte más o menos estable de la materia orgánica del suelo que permanece después de que los residuos de animales y las plantas son descompuestos por los microorganismos. El humus tiene gran influencia en muchas de sus propiedades, principalmente en la estructura y la capacidad para retener nutrientes minerales (Ansorena M.,1994).

Según Ansorena M. (1994), citado por Barboza R. et al. (1997), los coloides del suelo (partículas que son capaces de permanecer indefinidamente en suspensión acuosa), pueden ser de naturaleza orgánica o mineral: humus o arcilla. Los coloides tienen valores muy altos de superficie específica (m^2/g), que suelen encontrarse entre 10 y 800 m^2/g para la arcilla y entre 800 y 900 m^2/g para el humus, mientras que en el caso de la arena gruesa es del orden de 0,01 m^2/g . La elevada área superficial de las partículas de arcilla y humus explica que cualquier propiedad de un suelo, se manifieste aunque las cantidades de arcilla y humus sean pequeñas.

La materia orgánica tiene tanto un efecto directo como indirecto sobre la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento vegetal. Para servir como fuente de N, P, y S a través de su mineralización por los microorganismos del suelo, la materia orgánica influye en el aporte de nutrientes desde otras fuentes. Por ejemplo la materia orgánica se requiere como fuente de energía para la fijación bacteriana de N, por lo tanto la cantidad de N_2 molecular fijado por los fijadores libres será influenciada por la cantidad de energía disponible en la forma de carbohidratos (Silva A., 1995).

Los siguientes son efectos benéficos de la materia orgánica, citados por Primavesi (1984):

1. Suministra sustancias agregantes del suelo, tornándolo grumoso con bioestructura estable a la acción de las lluvias.

2. Liberación de ácidos orgánicos y alcoholes, durante su descomposición, que sirven de fuente de carbono para los microorganismos de vida libre, fijadores de nitrógeno, posibilitando por consiguiente la fijación.
3. Da posibilidad de vida a los microorganismos, especialmente a los fijadores de nitrógeno, que producen sustancias de crecimiento como triptofano y ácido indolacético que poseen efecto muy positivo sobre el desarrollo vegetal.
4. Suministra alimento a los organismos activos en la descomposición, produciendo antibióticos que protegen a las plantas, contribuyendo así a la sanidad vegetal.
5. Producción de sustancias intermediarias durante su descomposición, que pueden ser absorbidas por las plantas, aumentando el crecimiento.

Cuando la materia orgánica está humificada tiene más beneficios, que son:

6. Aumenta la CIC del suelo.
7. Aumenta el poder tampón que es especialmente importante para tierras abonadas químicamente.
8. Suministra sustancias como fenoles, que una vez que se transforma en un heterocondensado de sustancias fenólicas contribuyen a la respiración, a la mayor absorción de fósforo y a la sanidad vegetal.

Efectos de la materia orgánica sobre las propiedades físicas, según Primavesi (1990) citado por Barboza R. et al. (1997):

- a) Reducción de la densidad aparente, mejorando la emergencia de las semillas y la penetración de las raíces. Asimismo combate la compactación generada por el uso de maquinaria agrícola.
- b) Mejora la estructura, formando agregados estables producto del poder cementante de la materia orgánica. De esta manera favorece la vida del suelo, lo defiende de la erosión y lo hace más laborable.
- c) Mejora la aireación y el drenaje, favoreciendo de esta forma un buen suministro de agua y oxígeno a las raíces.
- d) Aumenta la capacidad de retención de agua, directamente ya que la materia orgánica posee gran capacidad de retener agua por capilaridad e indirectamente mejorando la estructura del suelo provocando que infiltre mayor cantidad de agua y favoreciendo el crecimiento radicular en profundidad.

- e) Mejora la consistencia del suelo, haciéndolo más friable y por lo tanto laborable dentro de un mayor rango de humedad.

Efecto de la materia orgánica sobre las propiedades químicas, según Primavesi (1990) citado por Barboza R. et al. (1997):

- a) Suministro de nutrientes (macro y micronutrientes).
- b) Corrección de sustancias tóxicas, debido a la capacidad de la materia orgánica de fijar, complejar o quelatar sustancias tóxicas para las plantas.
- c) Poder tampón, es decir que aumenta la capacidad del suelo de resistir un cambio brusco de pH.

Efecto sobre las propiedades físico-químicas, según Primavesi (1990) citado por Barboza R. et al. (1997):

- a) Aumenta la capacidad de adsorción de nutrientes.
- b) Eleva la superficie específica del suelo (m^2/g).

La materia orgánica puede adsorber y retener cantidades considerables de agua, frecuentemente de 5 a 6 veces su propio peso. Por tanto la aplicación de compost aumentará mucho la retención de agua en los suelos (Dalzell et al., 1991) citado por (Barboza R. et al., 1997).

La disponibilidad de fosfato del suelo es mejorada por la adición de materia orgánica, presumiblemente debido a la quelatación de cationes polivalentes por los ácidos orgánicos y otros productos de la descomposición (Silva, A., 1995).

Una característica positiva de las sustancias húmicas es que son portadoras de micronutrientes para las plantas (Raviv M. et al., 1986).

Los abonos orgánicos son en esencia fertilizantes de liberación lenta. Los nutrientes son liberados lentamente desde los materiales orgánicos agregados a través del proceso de mineralización inducido por la población microbiana del suelo. Los abonos orgánicos son una fuente estable de amonio, esencial para obtener buenos rendimientos. Además en muchos casos los nutrientes son liberados en forma más accesibles como por ejemplo quelatos de micronutrientes (son más solubles) o fósforo orgánico, Avnimelech (1986) citado por Barboza R. et al. (1997).

Barboza R. et al. (1997) mencionan que Uexkull et al., citados por Gomes (1978), que la mayor parte de los abonos de origen orgánico (animal o planta), contienen varios alimentos para las plantas (N, P, K y microelementos) pero en concentraciones muy

inferiores a los abonos inorgánicos. Los abonos orgánicos sin embargo no valen sólo por las sustancias nutritivas que contienen sino por los efectos benéficos que desenvuelven en los suelos.

La lignina y el humus al ser una fuente de cationes polivalentes, reducen el daño por toxicidad de metales pesados como el cadmio y plomo (Raviv M. et al., 1986).

A continuación se detalla la influencia del humus sobre la fisiología de los vegetales (Mustin M., 1987):

- Reducción del consumo de agua por unidad de materia seca producida por reducción de la transpiración.
- Modificación de la permeabilidad celular de las raíces favoreciendo a la vez la selectividad de la nutrición y la rapidez de absorción de los minerales y del agua (incremento de la cantidad de savia bruta producida).
- Aceleración de los procesos respiratorios e indirectamente de la fotosíntesis (aumento del rendimiento).
- Influencias favorables sobre los metabolismos internos del nitrógeno, del fósforo y de los glúcidos, evitando el consumo mineral de lujo.
- Acción estimulante sobre la formación y el crecimiento de las raíces y de los tallos (efectos menos marcados en las leguminosas y en las plantas oleaginosas que en las gramíneas).
- Aumento global de la sanidad de las plantas por aumento de su resistencia a las diferentes lesiones.

6. 2.3- COMPOST

2.3.1- Definición e importancia

De un punto de vista general, el compostaje será definido como el proceso biológico que asegura la descomposición de constituyentes orgánicos y deshechos en un producto orgánico rico en compuestos húmicos, llamado compost (Mustin M., 1987).

El compostaje es también una ecotecnología porque ella permite el retorno de la materia orgánica al suelo y su reinsertión dentro de los grandes ciclos ecológicos vitales de nuestro planeta (Mustin M., 1987).

El compost razonablemente maduro es un material migajoso marrón-negro. Al menos el 80 por ciento pasa a través de una malla con orificios de 5 mm de diámetro

cuando se elabora a partir de residuos agrícolas. Se pueden reconocer algunos pequeños restos de aspecto pajizo o de tallo, por lo demás, no puede ser distinguido el carácter de los restos originales. Tiene olor a tierra (Dalzell, et al., 1991), citado por (Barboza R. et al.1997).

El compost es simplemente animales y plantas descompuestas. Cuando está correctamente hecho, el producto final posee un pH cercano a la neutralidad, una relación C/N de 15/1, la mayoría de las semillas de malezas y los organismos patógenos que venían con el material original son destruidos y el material ofrece un suministro de nutrientes de liberación lenta y bien balanceado (Smith, 1994) citado por Barboza, R. et al. (1997).

El compostaje es un proceso controlado de descomposición bioquímica de materiales orgánicos para su transformación en productos más estables que pueden ser utilizados como abonos o mejoradores del suelo. Este proceso es semejante al que ocurre en la naturaleza, pero en condiciones controladas favorables para acelerar la descomposición (Díaz et al., 1995) citado por Barboza R. et al. (1997).

A pesar de ser considerada una técnica bastante antigua, el compostaje estuvo perdiendo terreno como método de enriquecimiento del suelo como abono químico, principalmente a partir de los años 50. Mientras tanto, el continuo proceso de desgaste de los suelos en sus aspectos físicos y biológicos y su relación con los bajos tenores de materia orgánica, acarreando pérdidas en la calidad y la productividad agrícola, acabó por promover el rescate de esta técnica milenaria entre los agricultores, técnicos e investigadores (Pimentel Mendes C. A., 2000).

El compostaje no es una práctica nueva, pues viene siendo aplicada hace algunos siglos en el Oriente, principalmente en China. El compostaje es una técnica simple que puede ser utilizada tanto por el agricultor descapitalizado como capitalizado, como en condiciones de industrialización (Trippia dos Guimaes Peixoto, 2000).

Según Raviv M.(1998), las principales razones para compostar frente a otros métodos de tratamientos son:

1. Este es un efectivo método de secado y reducción de masa y especialmente volumen de desperdicios, a ser transportados mientras que minimiza el riesgo para el medio ambiente.
2. El producto final del proceso puede servir como enmienda al suelo teniendo efectos benéficos físicos, químicos y biológicos en el suelo y en los cultivos.
3. El compost puede ser efectivamente usado para mejorar la infertilidad de los suelos tales como calcáreos, desagregados y empobrecidos.

4. Puede ser utilizado como medio de crecimiento a partir de ciertos materiales brutos.

Según Mustin M. (1987), a continuación son citadas varias formas de valorización del compost:

- la primera, poco conocida es la valoración alimentaria del compost en la alimentación animal.
- la segunda es la valoración agronómica, forma de valoración alimentaria, la materia orgánica es consumida por la microflora o la microfauna produciéndose una mineralización más o menos rápida antes de ser utilizada por las plantas.
- la tercera es la valorización ambiental del compost, pudiendo ser utilizado en las técnicas antipolución (absorción y metabolización de gas orgánico, utilización del compost como filtro de efluentes líquidos orgánicos).

El aporte de compost tiene un efecto muy beneficioso sobre la estructura del suelo y las propiedades relacionadas con él. El compost cambia gradualmente a humus que es una materia coloidal que, junto a los mucílago e hifas de ciertos microorganismos, ayuda a las partículas de suelo a agruparse en agregados migajosos o gránulos. También contribuye al aumento del número de lombrices de tierra que horadan el suelo. De esta manera desciende la densidad aparente del suelo mientras que aumenta la porosidad y por tanto, la permeabilidad al aire. Estos cambios facilitan la penetración de raíces y la percolación del agua de lluvia a través del suelo. La adhesividad del suelo se reduce también lo que lo hace más fácil de trabajar (Dalzell, et al., 1991), citado por (Barboza R. et al.1997).

2.3.2- Proceso de Compostaje

Según Verdonck O. (1998), la calidad de los compost está determinada por:

- Calidad y pureza de los materiales brutos.
- El seguimiento de los procesos de compostaje.
- Calidad del producto final.

Según Raviv M.(1998), la investigación debe extenderse y acompañar todos los aspectos de la producción y uso de compost para:

1. Definir materiales orgánicos adicionales que aún no son compost.
2. Mejorar los procedimientos de compostaje para asegurar una alta y estable calidad.
3. Mejorar la eficiencia del compostaje para minimizar la duración y costos del

compostaje.

4. Desarrollar condiciones culturales que sean compatibles con composts usados en horticultura.

El compostaje consiste en la transformación de residuos, principalmente, a través de la acción de organismos pudiendo ser subdividida en dos etapas: una física, desintegración, y otra química, descomposición. La primera hace referencia al quiebre mecánico de los residuos, y en la última, los residuos son primeramente descompuestos en sus unidades estructurales básicas por enzimas extracelulares y, posteriormente, absorbidas y oxidadas por los microorganismos, a fin de obtener energía y nutrientes inorgánicos para su desarrollo, con la consecuente transformación de la biomasa (de Melo W.J. et al., 2000).

Los principales parámetros del compostaje son los que influyen en las condiciones de vida de los microorganismos, : 1) porcentaje de oxígeno 2) humedad; 3) temperatura; 4) las características físico químicas de los materiales mezclados en el compostaje (Mustin M., 1987).

2.3.2.1- Fases del proceso de compostaje

La proliferación y la actividad bacteriana en la pila, en condiciones buenas, promueven un comportamiento característico de evolución de la temperatura dividida en cuatro fases distintas: aumento de la temperatura, pico de la temperatura, enfriamiento y maduración (Verdonck O., 1998).

El aumento de la temperatura hasta llegar a 40 45 ° C corresponde al estado mesófilo, y eso ocurre pocos días después del montaje de la pila. A continuación, se llega a una temperatura entre 40 y 60 °C se da el estado termófilo, cuando la descomposición es máxima, pudiendo durar más de 20 días. En general se considera que 60 ° C es el pico de temperatura ideal. El período de compostaje debería ser lo más corto posible (Verdonck O., 1998).

El proceso de compostaje puede dividirse según la evolución de la temperatura y el pH en cuatro fases, como se describen a continuación.

A. Fase mesofila: 25 – 40 °C: En el inicio del compostaje hay una predominancia de bacterias, hongos y actinomicetes mesófilos, que descomponen proteínas compuestos aminados; azúcares (carbohidratos fácilmente descomponibles) (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

Ocurre la degradación de sustancias fácilmente degradables (azúcares, almidón, proteína soluble) (García M., 2000).

B. Fase termófila: 60 – 70 °C: Según, Trippia dos Gimaraes Peixoto (2000), con un aumento de temperatura superiores a 5 °C debido a liberación de calor por las reacciones exotérmicas, surgen los microorganismo termófilos, en tanto que los mesófilos disminuyen sensiblemente en cantidad. En esta fase las bacterias y actinomicetes son predominantes, siendo favorecido tanto por la temperatura como por el pH (7,0). Los hongos termófilos actúan en la superficie de la pila, las bacterias atacan lípidos y fracciones de hemicelulosa, en tanto que la celulosa es descompuesta por los actinomicetes y hongos, principalmente por los primeros debido a su población. Con la reducción de temperatura los microorganismos mesófilos reaparecen, después los meso y macroorganismos, si bien estos pueden ocurrir en la superficie de la pila durante el estadio termófilo.

Se necesita una temperatura de 55 a 60 °C mantenida por al menos 3 días, para matar prácticamente todas las malas hierbas y organismos causantes de enfermedades (patógenos) (Dalzell et al., 1991), citados por (Barboza R. et al.1997).

En esta fase ocurre la degradación de hemicelulosa, grasas y proteínas insolubles realizada por, actinomicetes bacterias esporuladas. Y la degradación de celulosa por hongos (García M., 2000).

C. Fase de enfriamiento: Luego del estado termófilo la temperatura va disminuyendo gradualmente hasta llegar a temperatura ambiente, considerándose el compost estable.

Se señala que luego de 100 a 120 días (difícilmente en menor plazo) la materia orgánica estará humificada, y la temperatura bajará manteniéndose igual a la del ambiente (Díaz et al., 1995) citado por (Barboza R. et al.1997).

En esta fase son degradados los polímeros más resistentes, por microorganismos no termófilos anaeróbicos (García M., 2000).

A medida que el compost va tomando la temperatura ambiente pueden ser encontrados protozoarios, nemátodos, hormigas, mirápodos, lombrices e insectos diversos. Los microorganismos encontrados en un compost, entre vivos y muertos, pueden constituir hasta el 25% del peso total (Díaz et al., 1995) citados por (Barboza R. et al.1997).

D. Fase de maduración: En esta fase ocurren reacciones de polimerización y condensación de la materia orgánica y síntesis de sustancias húmicas (García M., 2000).

2.3.2.2- Parámetros del compostaje

Oxígeno

Un suministro adecuado de aire a todas las partes de la pila es esencial para ofrecer oxígeno a los organismos y retirar el gas carbónico producido. La ausencia de aire (condición anaerobia) proporciona el desarrollo de tipos diferentes de microorganismos y una descomposición más lenta (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

El consumo de oxígeno por una masa orgánica es un parámetro directo de la actividad de los microorganismos aerobios que permite situar el estado de evolución alcanzado por un compost (Mustin M. 1987). En consideración de Hoitink H.A.J. et al. (1980), la toxicidad causada por los ácidos orgánicos se puede evitar cuando se produce el compost en sistemas aireados.

Humedad

Los microorganismos, como cualquier ser vivo, necesitan de agua para vivir, y, por lo tanto, el tenor de humedad apropiada en el compostaje debe estar entre el 40 y 60 % (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

El contenido de humedad óptima para el compostaje es entre 50 y 60%, dependiendo de la estructura de los materiales (Verdonck O., 1998). En opinión de Hoitink H.A.J. et al. (1980), el óptimo contenido de humedad (en base a peso húmedo) para compostar varía con el producto a ser compostado. El contenido de humedad inicial puede estar en el rango de 60-70%.

El grado óptimo de humedad para un sustrato dado está determinado por el grado máximo de porosidad que no ocasiona inhibición de la actividad de los microorganismos (Mustin M., 1987).

Temperatura

La actividad de los microorganismos aerobios tiene su origen en la temperatura del compostaje (Mustin M., 1987).

La temperatura varía en función de la composición de los materiales y de la naturaleza de los cambios térmicos. Los desechos ricos en compuestos fermentables (animal y vegetal ricos en azúcares) alcanzan rápidamente, durante el compostaje,

temperaturas elevadas contrariamente a otros deshechos, poco fermentables (vegetales lignocelulosos) (Mustin M., 1987).

El factor temperatura es el principal parámetro de compostaje. La energía liberada bajo forma de calor por la fermentación aerobia origina la elevación térmica de los materiales en el compostaje, la destrucción de los gérmenes patógenos y de diversos parásitos, la evaporación del agua, y la degradación acelerada de compuestos orgánicos (Mustin M., 1987).

La temperatura aproximadamente de 65° C es considerada óptima por su efecto en higienización (Mustin M., 1987).

Según Mustin M. (1987), las temperaturas óptimas en el compostaje son aquellas que permiten alcanzar los objetivos de cada fase:

- higienización de los sustratos
- degradación rápida
- humificación activa

Relaciones entre macronutrientes

Relación Carbono/Nitrógeno. Durante las fases de fermentación aerobia activa, los microorganismos consumen de 15 a 30 veces más carbono que de nitrógeno en el sustrato (Mustin M., 1987).

En el curso de su evolución, los sustratos orgánicos pierden más rápidamente su carbono (metabolizado y degradado bajo forma de gas carbónico) que su nitrógeno (metabolizado o perdido bajo forma de compuestos nitrogenados volátiles como el amoníaco). La relación C/N decrece constantemente con el curso del compostaje para estabilizarse en un valor de 10 (entre 15-8) en un compost maduro (Mustin M., 1987).

Para los sustratos que son medianamente fermentables, se considera que la relación C/N óptima al inicio es comprendida entre 30 – 35 (Mustin M., 1987).

La cantidad de nitrógeno requerida por unidad de carbono varía con los tipos de microorganismos actuantes en el proceso, siendo de manera general 30 partes de peso de carbono usadas por los microorganismos por cada parte de nitrógeno. Por tanto, una relación de C/N entre 25 y 35, proporciona un rápido y eficiente compostaje. Con una relación C/N alta el residuo demorará más tiempo en descomponerse si fuera una baja relación C/N entonces el nitrógeno será perdido en gran parte en forma de gas ya que

está en exceso, y los microorganismos durante el compostaje no consiguen absorber todo por la limitación del carbono (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

El residuo, cuando es aplicado tiene una relación C/N alta (bajo tenor de nitrógeno), los microorganismos, para descomponer ese residuo irán a utilizar el nitrógeno del suelo y competir con la planta, causando deficiencia de nitrógeno en ésta (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

El proceso de compostaje resulta en suavizador de las diferencias iniciales en la relación C/N entre varios materiales brutos. La relación C/N de la corteza mayor a 100 después del compostaje queda en 30-40 (Raviv M. et al.,1986).

Un compost curado, o mejor estabilizado, deberá tener una relación C/N igual o menor a 18, pudiendo ser aplicado próximo a la implantación sin causar algún daño a los cultivos aumentando la eficiencia de uso de nutrientes (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

Cuadro N° 2.40

Relación Carbono/Nitrogeno de diferentes tipos de Compost

Sustrato	C/N
Compost fresco	25-30 ₂
Compost urbano	14 ₁
Humus estable	10 ₁
MO sin descomponer	30 ₁
Corteza	>100 ₅
Corteza compostada	30 – 40 ₅

Fuente: ₁ Ansorena M. (1994); ₂Verdonck O. (1998); ₃ Adams P. (1986); ₄ Warncke (1986);₅ Raviv M. et al. (1986).

Relación Fósforo/Nitrógeno. Los tenores óptimos de N/P varían entre 2 y 5 (relación N/P de las células microbianas 5-20), en función de la biodegradabilidad de los materiales en compostaje (Mustin M., 1987).

pH

Fase I: el pH disminuye: fases de acidogénesis: intensa producción de gas carbónico y de ácidos orgánicos hasta el inicio de la fase termófila (dominancia de flora mesófila).

Fase II: el pH aumenta: fase de alcalinización (flora termófila dominante) con hidrólisis bacteriana de nitrógeno proteico y orgánico, produciéndose amoníaco.

Fase III: fase de estabilización del pH: la relación C/N disminuye, las reacciones siguientes son más lentas. El amoníaco es perdido por volatilización sobre todo debajo de pH 8, y el nitrógeno es utilizado por los microorganismos para realizar la biosíntesis de sustancias húmicas.

Fase IV: fase estable, próxima a la neutralidad: el compost está en vía de maduración. La estabilidad del pH se debe a las reacciones lentas de maduración y al poder tampón del humus (Mustin M., 1987).

El valor del pH de los residuos orgánicos en el inicio del compostaje es, en general, levemente ácido, entre 5 y 6. En pocos días, ocurre una recuperación rápida llegando a valores entre 7 y 8, ahí permanece hasta el final del proceso, con posibilidad de una pequeña disminución. Ya que el rango óptimo de variación de pH para el desarrollo de la mayoría de los microorganismos está entre 6,5 y 8 (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000). En opinión de Verdonck O. (1998), el pH medio del compost es 7,5-8,5.

Evolución cuantitativa y cualitativa del material

El material utilizado en el proceso de compostaje, sufre disminución del volumen total y de la masa (Mustin M., 1987).

Cuadro N° 2.41

Promedios de reducciones de un compost de desechos domiciliarios con 10 a 30 días de fermentación a 60°C .

Sustrato	Porcentaje de reducción
Materia seca	40
Materia volátil total	45
Glúcidos totales	65
Lípidos	85
Fibras lignocelulosas	30

Proteínas	22
Volumen total (para un tenor en agua mantenido a 65%)	42 a 50

Fuente: Jeris J.S. et al. (1973), citado por Mustin M. (1987).

Factores a considerar:

Elección del material

Los residuos a ser usados en la elaboración del compost, pueden y deben ser los más variados posibles, los efectos favorables son: mejor equilibrio de la relación C/N, y un desarrollo heterogéneo de organismos promovido por la presencia de diferentes fracciones orgánicas; compuesto más completo en términos de nutrientes (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000). Díaz et al. (1995), citado por (Barboza R. et al.1997) señalan que para obtener la relación óptima C/N, es común combinar estiércol con residuos vegetales.

Según García (1994), citado por (Barboza R. et al.1997), los materiales necesarios para la elaboración de compost se pueden resumir en:

- Fuente orgánica bien triturada con alta relación C/N
- Estiércol fresco
- Tierra
- Fertilizante
- Agua
- Aire

Prácticas de elaboración

Al principio, ninguna parte de la pila de los materiales a ser compostados, debe quedar a más de 75 cm de una fuente de aire. Esta debe tener cerca de 1,5 metros de altura, 2 metros de largo y ancho variable conforme a la cantidad de residuos disponible. El tamaño ideal de las partículas debe variar de 1 a 5 cm, siendo, normalmente necesario picarse o triturarse el residuo existente (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

Este manejo, posibilita un equilibrio adecuado entre aireación y área superficial de las partículas expuestas, al ataque microbiano favoreciendo también las condiciones de humedad y manejo de la pila. Una pila chica tiene mayor pérdida de humedad, una pila grande mayor compactación y menor intercambio de gases, entonces aumenta el tiempo de compostaje y manejo de la pila (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000). Hoitink et al. (1986), señala como desventaja de las pilas altas, la excesivamente alta temperatura (>80 °C) que resultan en el desarrollo de pirolisis y mata los microorganismos benéficos.

Productos finales

Según Trippia dos Gimaraes Peixoto (2000), en el proceso de compostaje la materia orgánica es descompuesta por oxidación biológica produciéndose desprendimiento de:

- gas carbónico (debido a microorganismos)
- H₂O (vapor) (debido a microorganismos)
- Energía: - crecimiento y movimiento (debido a microorganismos)
 - calor (se conserva en compostaje) la pila se calienta a temperatura elevada y se vuelve a enfriar hasta alcanzar maduración.
 - Humus

En el inicio del compostaje hay una predominancia de bacterias, hongos y actinomicetes mesófilos, que descomponen proteínas compuestos aminados; azúcares (carbohidratos fácilmente descomponibles) (Trippia dos Gimaraes Peixoto, 2000).

Según Hoitink H.A.J. et al. (1986), citado por (Barboza R. et al.1997), los principales productos del metabolismo aeróbico son dióxido de carbono, agua y calor. La cantidad de amonio liberado a través de la desaminación varía con los procesos, el desecho y tamaño de la partícula que es compostada. Por ejemplo, gran cantidad de amonio es liberado durante el compostaje de desechos de bajas relaciones C/N, particularmente, si los tamaño de partículas usados son inadecuado.

Al final de la etapa de descomposición, el producto que queda en la pila de compost, consiste de:

- I. Las partes más resistentes de los desechos originales, particularmente la lignina o materiales leñosos.
- II. Productos intermedios formados durante el proceso.
- III. Los cuerpos de microorganismos muertos.
- IV. Humus, el material complejo y estable formado por interacciones químicas complicadas entre los materiales I, II y III.
- V. Microorganismos vivos y pequeños animales del suelo.
- VI. Materia mineral (ceniza).
- VII. Agua todavía presente, principalmente adsorbida en la materia orgánica.

Con relación al mejor producto final del compostaje Verdonck O. (1998), opina que es aquel que posee alto porcentaje de materia orgánica, pero esto también es dependiente de otros muchos factores tales como:

- Técnica de compostaje (sistema de cierre y apertura).

- Almacenamiento del material.
- Contenido de humedad al final.

Como resultado de la digestión habrá liberación de elementos químicos como el nitrógeno fósforo potasio calcio y magnesio los cuales dejan la forma orgánica (inmovilizada) para pasar a la forma de nutrientes minerales, (mineralizada), disponible a las plantas (Díaz et al.,1995) citado por (Barboza R. et al.1997).

Cuadro N° 2.42

Disponibilidad de nutrientes en composts.

Nutriente	Disponibilidad en % (el primer año)
Nitrogeno	10-15
Fósforo	50-60
Potasio	75-100
Magnesio	30-50
Calcio	30-50

Fuente: Verdonck O. (1998).

Indicadores de madurez del compost

Según Mustín M., 1987, los principales métodos actuales de la evaluación de la madurez del compost son:

- 1) métodos empíricos
- 2) métodos físicos
- 3) métodos químicos
- 4) métodos biológicos

1) Métodos empíricos de evaluación

Un acercamiento empírico rápido pero poco fiable consiste en asegurar una temperatura estable después de un largo rehumedecimiento (a 50 %) y una aireación intensa de la masa del compost (Mustín M., 1987).

2) Métodos físicos

En el caso de compost urbano, se considera que el compost está maduro si su respiración es inferior a 40 mg de oxígeno consumido/Kg MS de compost/hora, o 7 mg de O₂ consumido/g de compost MS en 7 días (Mustín M., 1987).

3) Métodos físicos-químicos

Durante el compostaje, los parámetros físico-químicos varían de forma significativa. La utilización de un sólo parámetro no permite evaluar con suficiente precisión el grado de madurez de un compost (Mustín M., 1987).

Según Mustín M. (1987), diversos autores citan criterios más específicos de estimación de la madurez:

- las medidas de pH.
- la determinación de sulfuro (ión S⁻).
- la determinación química de la Sustancia Orgánica descomponible y de la Sustancia Orgánica Resistente.
- la determinación de la demanda química de oxígeno. La madurez es juzgada correcta para una demanda química de oxígeno inferior a 350 mg/g de compost.
- la determinación de C/N. Sucesivas determinaciones de C/N permiten conocer la evolución del producto. La norma suiza (EAWAG) considera que el compost maduro debe tener una relación C/N inferior a 19.
- la medida de las formas de nitrógeno mineral (amoniacal NH₄⁺ y nítrica NO₃⁻). Un compost maduro será pobre en amoníaco y rico en nitratos.

4) Métodos biológicos

Mustín M. (1987), concluye que la fitotoxicidad es uno de los últimos fenómenos que permiten distinguir fácilmente un compost maduro de un compost inmaduro.

Verdonck et al. (1980), citado por Mustín M. (1987), el compost fresco contiene los siguientes ácidos orgánicos: acético, propiónico, isobutírico, butírico, benzoicos y fenilacéticos.

Cuadro N° 2.43

Evolución de los parámetros en una experiencia de compostaje de desechos urbanos (EEUU)

	Material bruto triturado	Compost bruto (30-40 días)	Compost maduro (140 días)
Humedad %	39	36	30
pH	6-7	7.8-8.5	7.8-8.1
C/N	39-48	28-37	22
DCO*(mg/g producido)	850-920	700-780	400
N (% MS)	0.7-0.75	0.85-1.1	0.85-1.1
P (% MS)			0.2-0.35
K (%MS)			0.25-0.40
Ca (%MS)			0.75-3.1
Mg (% MS)			0.8-2.5
Na (% MS)			0.3-0.5
Cu (%MS)			<0.05
Al (% MS)			0.32-2.67
Ni (% MS)			<0.01
Zn (%MS)			<0.005
Hg (% MS)			<0.0001
Pb (% MS)			<0.0001

Fuente: Mustin M. (1987).

* Demanda química en oxígeno

Verdonck O. (1998), propone los siguientes ejemplos de niveles de estimación de maduración de compost: contenido de almidón, contenido de celulosa, CIC, relación C/N, relación C/N orgánico en agua extraída del compost, indicadores de presencia de microorganismos y otros.

Asimismo, Hoitink H.A.J. et al.(1980), propone que una medida de la estabilidad del compost es la cantidad total de CO₂ producido. La relación C/N por sí misma no puede ser considerada como un indicador confiable de la maduración del compost puesto que las materias primas utilizadas en su mayoría varían ampliamente en relación lignina/celulosa y, por lo tanto, la biodegradabilidad.

Barboza R. et al. (1997), mencionan que Chanyasak et al. citados por Raviv et al. (1986), proponen la relación C/N orgánico medida en el extracto acuoso como índice de madurez. Encontraron que una relación C/N orgánico de 5-6 medida en el extracto acuoso, indica madurez del compost independientemente del tipo de material bruto de partida.

Aspectos a considerar de los materiales utilizados.

Materiales como la corteza de pino y la mayoría de subproductos y residuos orgánicos, han de sufrir la descomposición microbiana antes de su empleo como

sustratos, según el proceso que se conoce como *compostaje*. Si éste no es adecuado, se producirán fenómenos fitotóxicos y de inmovilización del nitrógeno. La fitotoxicidad es debida a la presencia de sustancias que son tóxicas para las plantas, algunas de los cuales son originarias del material (resinas, taninos) y otras se producen en el compostaje. Entre las más importantes, cabe destacar la toxicidad debida a manganeso y compuestos fenólicos en cortezas de pino (Ansorena M., 1994).

Los compost elaborados con desechos municipales, basuras y tierras cloacales o fangos de aguas negras tienen niveles de materia orgánica y nutrientes bajos pero alto contenidos de cenizas y calcio. Los desechos agrícolas y de jardinería producen compost con contenidos de materia orgánica mucho mayor y mayor nivel de nutrientes. Estos análisis son sobre peso seco (Dalzell, et al., 1991) citado por (Barboza R. et al. 1997).

(Adams C. R. et al., 1984) recomienda en lo posible evitar el almacenamiento de los composts ya preparados, no debiendo exceder éste de las tres semanas, especialmente si se han incorporado abonos de liberación lenta.

2.3.3- Lombricompost

Según Mustín M. (1987), las lombrices son utilizadas como medio de transformación de la materia orgánica fresca. Los parámetros para asegurar las condiciones de vida convenientes para las lombrices epigeas son:

- una buena aireación,
- una humedad media,
- temperatura poco elevada, con un óptimo térmico de 25°C, con máxima que no sobrepase 35 a 40 °C,
- un pH próximo a 7 (neutro), comprendido entre 6.8 y 8,
- la presencia de materia orgánica fresca en cantidad y calidad convenientes.

La evolución de la materia orgánica es ligeramente más rápida en lombricopostaje que en las mismas condiciones de compostaje pero sin lombrices. Esto parece ser la consecuencia de la actividad enorme de las lombrices que ingieren entre el 20% y 100 % de su peso vivo, por día, y estimulan la microflora aerobia (Mustín M., 1987).

Es posible que el lombricompost tenga pocas pérdidas de nitrógeno, y un mejor poder de agregación de la materia orgánica producida (en razón de la presencia de los polisacáridos del mucus de las lombrices). La formación de los ácidos húmicos parece más rápido y el rendimiento de humificación superior para un mismo sustrato (Mustín M. 1987).

El humus de lombriz enriquece de nutrientes el medio a medida que aumenta la proporción de éste en la mezcla con otros materiales y además, mejora las propiedades

físicas del sustrato. En cuanto a la formulación de sustratos basados en humus de lombriz, es necesario utilizar en la mezcla materiales más porosos a fin de mejorar el crecimiento radical y favorecer la relación parte aérea/raíz con plantines de tomate (Rothman S. et al., 2000). Por otro lado, Dalzell, et al. (1991), citado por Barboza et al. (1997), concluyen que los sustratos formulados con mayor proporción de lombricompost en la mezcla, presentaron plantines de mayor tamaño.

7. 2.4- MÉTODOS DE ANÁLISIS DE SUSTRATOS

2.4.1- Métodos de análisis físico

2.4.1.1- Granulometría

Ansorena M. (1994), para el estudio de las propiedades físicas de aireación y retención de agua sugiere seleccionar los tamices comprendidos entre 0,1 y 1 mm.

Se parte de 100 g de muestra de material secado al aire o en estufa de convección forzada a temperatura inferior a 40 ° C. Se colocan los tamices ordenados por tamaños sobre la tamizadora, que se hace funcionar durante 10 minutos a máxima amplitud y de forma intermitente (Martinez et al., 1988) citado por (Ansorena M., 1994). Al cabo de este tiempo se pesa el contenido de cada tamiz y del colector de fondo en recipientes tarados, precisión de 0,01 g. La suma de todas las fracciones no debe ser inferior en más de un 2 % al peso inicial de la muestra. Los resultados se expresan como porcentaje en peso de cada fracción (Ansorena M., 1994).

2.4.1.2- Densidad real

Según Rowel (1994), citado por Ansorena M. (1994), la densidad de partícula se refiere a la determinación del volumen de una masa conocida de partículas.

Según Ansorena M. (1994) para evitar su determinación por el método del picnómetro, la densidad real puede calcularse a partir del contenido en Cenizas (C, % referido a Materia Seca) de la muestra. Considerando que el sustrato es una mezcla de dos componentes, uno orgánico (su Materia Orgánica) y otro mineral (sus Cenizas), cuyas densidades reales son, respectivamente, 2.65 y 1.50 g/ml (1.45 y 1.55 para esta última, según algunos autores), el valor de la densidad real será:

$$D_r = \frac{100}{\frac{100-C}{1,50} + \frac{C}{2,65}} = \frac{397,5}{2,65 - 1,15 C}$$

2.4.1.3- Densidad aparente y porosidad

La *porosidad total* p_t se calcula a partir de la medida de la densidad aparente:

$$(Ecuación 1) p_t(\%) = 100 (1-d_a/d_r)$$

En el cálculo de la porosidad efectiva que es la que interesa con fines agronómicos, el método de incineración proporciona resultados suficientemente precisos en sustratos que no poseen porosidad ocluida o cerrada. En caso contrario es necesario emplear el método del picnómetro con agua, que permite calcular directamente la porosidad efectiva. Por tanto, se deduce que, con carácter general, es recomendable el empleo de este último método, ya que a menudo se desconoce si el sustrato posee algún ingrediente con porosidad cerrada (Ansorena M., 1994).

2.4.1.4- Contenido de humedad

Método de lecho de arena

Para conocer la disponibilidad del agua de un sustrato para las plantas, suele simularse en el laboratorio lo que ocurre en la maceta, empleando un *equipo de succión*; éstos pueden ser de dos tipos: de embudo con placa filtrante, o de lecho de arena. Este último es el adoptado por la Sociedad Internacional de Ciencia Hortícola como método de referencia (Ansorena M., 1994)

En un recipiente que contiene en el fondo arena con una columna continua de agua, se depositan muestras de sustrato (que previamente ha sido saturado de agua) y se les aplican diferentes succiones por el extremo inferior. Para ello, se hace descender el extremo de un tubo lleno de agua, que se halla conectado a la parte inferior del recipiente. El vacío o succión aplicada (en cm de columna de agua) equivale a los centímetros de desnivel entre el centro del sustrato y la superficie del agua en el depósito auxiliar de nivel constante (Ansorena M., 1994).

Es útil caracterizar los sustratos a los contenidos de humedad de 10, 50 y 100 cm debido a las siguientes razones: la capa del sustrato en la cual crecen las plantas en

contenedores generalmente tiene un grosor de 10-15 cm. Cuando las plantas son regadas adecuadamente el contenido de humedad en la capa del fondo es cercana a saturación, y decrece gradualmente desde el fondo a la superficie del contenedor. Por esto, a la mínima tensión de 10 cm (equivalente a 10 cm de altura del contenedor) se requiere obtener un mínimo valor de contenido de aire. El siguiente punto de importancia son las condiciones secas en las cuales no se inhibiría el crecimiento de las plantas. Se encontró en muchos experimentos que la tensión del agua de 100 cm podría considerarse como un máximo (Raviv M. et al., 1986).

De Bood et al. (1972), citado por Ansorena M. (1994), propusieron el empleo de la curva de liberación de agua en el intervalo de 0 a 100 cm de succión, para calcular la distribución de agua y aire figura 2.2 .

Un método de medida de la porosidad de aire es a partir de la curva de desorción. Puede calcularse la porosidad de aire como diferencia entre la porosidad total y el contenido en agua del sustrato a una succión de 10 cm (según algunos autores a 32 cm), sin necesidad de construir la curva completa (Ansorena M. 1994).

2.4.2- Métodos de análisis químico

2.4.2.1- Materia orgánica y cenizas

Método de incineración

Según Ansorena M. (1994), la muestra resultante de la determinación de humedad se introduce en un horno de mufla, que se calienta progresivamente desde la temperatura ambiente hasta un valor próximo de 500 ° C. Después de mantener la muestra a esta temperatura durante un tiempo mínimo de 4 horas, se introduce en un desecador y, una vez enfriado a temperatura ambiente se pesa (T+C). Los porcentajes de materia orgánica y ceniza, referidos a materia seca, se calculan a partir de las expresiones:

$$\text{Materia orgánica (\%)} = \frac{100 (T+MS) - (T+C)}{(T+MS) - T}$$

$$\text{Cenizas (\%)} = \frac{100 (T+C) - T}{(T+MS) - T}$$

T: Recipiente tarado; C: cenizas; MS: materia seca.

2.4.2.2- pH, conductividad y nutrientes

Los métodos de análisis de los nutrientes asimilables consisten fundamentalmente en equilibrar (suspensión o extracto natural) una muestra del sustrato con una determinada solución extractante (por ej. agua, acetato amónico, DTPA, etc.) durante un tiempo normalizado. Una vez alcanzado el equilibrio, se determinan los nutrientes disueltos o extraídos por dicha disolución (Abad, 1995), citado por (Mori C., 2001).

La medida de pH y conductividad se efectúa sobre una pasta saturada del sustrato. Lo que varía de unos métodos a otros es la relación suelo:agua, la forma de preparación del extracto y el partir de peso o volumen de sustrato (Ansorena M., 1994).

Método de Extracto del Medio Saturado (SME)

El extracto de saturación consiste en preparar una pasta saturada en la que se lee el pH y, tras filtrarla a vacío, se mide en el extracto obtenido la conductividad y se determinan los nutrientes (Ansorena M., 1994).

En el extracto se mide la conductividad que se expresa en mS/cm a 25 ° C. Se conserva el extracto para la determinación de nutrientes minerales (Ansorena M., 1994).

El grado de concentración salina se mide indirectamente, basándose en el hecho de que conforme aumenta el contenido de sales de una solución, ésta se transforma en un mejor conductor de la electricidad (Adams C.R., 1984).

A continuación se describe el método de Extracto del Medio Saturado (SME) según Warncke (1986).

Reactivos:

1. agua destilada (o desionizada).
2. solución preparada de 0,01 M KCl para disolver exactamente 0,7456 g secado horno (105°) KCl en 800 ml de agua destilada y diluyéndola en 1 litro con agua destilada.
3. reactivos para determinación pH, N-NO₃, P, K, Ca y Mg.

Procedimiento:

1. Llène 2/3 de un vaso de 600 ml con medio de crecimiento. Gradualmente agregue agua destilada mientras mezcla hasta que la muestra se sature. En la saturación la muestra fluirá ligeramente cuando el contenedor es inclinado y es fácil de trabajar con espátula. Después de mezclar, permita a la mezcla que se

equilibre por una hora y luego verifique el criterio para la saturación. La muestra saturada no debe tener agua libre apreciable en la superficie tampoco debe endurecerse. Ajuste lo necesario adicionando medio de crecimiento o agua destilada. Luego permita el equilibrio por una media hora más.

2. Determine el pH de la muestra saturada cuidadosamente insertando los electrodos. Moviendo los electrodos suavemente para lograr buen contacto con el material saturado.
3. Añada un embudo de Buchner alineado con un filtro de papel a un termo vacío. Aplique un vacío y transfiera la muestra saturada dentro del embudo de Buchner. Trabaje la muestra con la espátula y golpee el embudo para eliminar aire atrapado y asegúrese buen contacto entre la muestra saturada y el filtro. Continúe vaciando, recogiendo el extracto en el frasco o termo. No son requeridos más de 15 minutos de vaciado. Transfiera el extracto al cilindro. Todos los análisis subsecuentes son hechos al extracto soluble.
4. Chequee la temperatura del extracto y ajuste la temperatura en el disco de la solución puente (solu-bridge). Enjuagar el electrodo y sumerja la célula conductiva en el extracto. Determine la conductividad eléctrica del extracto y anote en mS/cm. Uso 0,01 M KCl para calibrar la solución puente. Con la temperatura apropiadamente ajustada a 0,01 M solución de KCl debe darle una lectura de solución puente de 1,418 mS/cm.
5. Después de estabilizar la curva estándar, determine el contenido de nitrato-nitrógeno con un electrodo nitrato. Registre la lectura millivolt en una escala expandida de medidor pH o medidor ion específico, y obtenga la concentración de nitrato de una curva estándar de Emf vs. concentración de NO_3^- graficada semilogarítmica.
6. Determine P, K, Ca y Mg en el extracto saturado SME .

Modificación del Método de Extracto del Medio Saturado (DTPA).

Son importantes los niveles de nutrientes disponibles, para las plantas en los medios de crecimiento en contenedores. Las concentraciones de micronutrientes frecuentemente son muy bajas en extracto de saturación con agua .

Berghage et al. (1987) evaluó 15 extractos y encontró que una solución 0,005 M de DTPA mejoraba la extracción de micronutrientes (Fe, Mg, Zn), mientras tenía sólo un mínimo efecto en los otros resultados de parámetros investigados: sales solubles totales y niveles extraídos de nitratos, fósforo, potasio, calcio, magnesio, sodio y cloruro (Warncke, 1995).

La modificación del método SME descrito debajo involucra cambios en el procedimiento usado para saturar el medio de crecimiento y en la medición del pH (Warncke, 1986).

El **reactivo** utilizado es DTPA 0,005 M. El procedimiento consiste en, agregar 1,97 g de DTPA seco (ácido dietilenotriaminopenta) a un termo de un 1 L de volumen conteniendo aproximadamente 800 ml de agua destilada. Calentar el agua a 50 ° y facilitar la disolución del DTPA agitando. Después la solución ha de enfriarse hasta el correspondiente volumen con agua destilada o desionizada (Warncke, 1986).

Procedimiento para obtener el extracto saturado DTPA:

1. Colocar 400 cm³ de medio de crecimiento de invernáculo dentro de un vaso de 600 mL.
2. Agregar 100 ml de DTPA 0,005 M.
3. Añadir agua destilada mezclar suavemente, llevar el medio al punto justo de saturación.
4. A partir de este momento, proceder como indica abajo el método original de SME excepto por la determinación del pH. Puesto que la solución DTPA afecta el pH del medio, usar una parte del medio en volumen y dos partes de agua destilada o desionizada en volumen para una distinta determinación del pH del medio del crecimiento.

Determinación de nutrientes en los extractos

Si se dispone de un cromatógrafo iónico, los extractos acuosos pueden analizarse de forma directa y rápida. Por este método se obtienen a un bajo costo no solamente las concentraciones de los iones nutrientes, sino de todos los aniones y cationes presentes en el extracto acuoso, supone un argumento clave a favor de las extracciones acuosas de los sustratos frente al empleo de sales que desplazan los cationes del Complejo de Cambio, pero que impiden el análisis cromatográfico completo (Ansorena M., 1994).

Cuando no se dispone del equipo cromatográfico, es necesario analizar independientemente cada uno de los nutrientes del extracto, para lo que normalmente se emplean técnicas potenciométricas (nitratos, con electrodo ión selectivo), colorimétricas (fosfatos, nitratos, amonio), o espectroscópicas (potasio, calcio y magnesio). Si se emplea el extracto de saturación, los resultados se expresan directamente como concentración del ión, en mg/l de extracto (Ansorena M., 1994).

Cálculos:

Warncke (1986), sugiere el cálculo de las sales solubles totales y el balance de nutrientes de la siguiente manera:

Los niveles de sales solubles son medidos en mS/cm. La conductividad eléctrica (mS/cm) puede teóricamente ser convertida a ppm (mg/l) al multiplicar por 640; de cualquier modo, un factor de conversión de 700 sería más correcto y práctico.

Cálculo de sales solubles

Concentración total de sales solubles (mg/L) = conductividad eléctrica * 700

Cálculo de balance de nutrientes

El balance de nutrientes es calculado a partir del porcentaje del total de sales solubles.

$$\begin{aligned} \% \text{ Nutrientes} &= (\text{concentración Nutrientes}) * (100) / \text{Total concentración de sales} \\ &\text{solubles} \\ &= (\text{mg/L}) (100) / (\text{mg/L}) \end{aligned}$$

El fósforo asimilable se determina empleando el método P Bray N° 1.

2.4.2.3- Capacidad de intercambio catiónico

Según Ansorena M. (1994), la medida de la CIC de un medio de cultivo se efectúa normalmente en el laboratorio por una de las dos siguientes vías:

- a) A un pH estándar, empleando soluciones tampón de acetato amónico (pH=7), acetato sódico (pH=8,2) o ambas.
- b) Al pH del suelo, desplazando los cationes cambiables con una solución no tamponada de una sal, tal como cloruro bórico o potásico, y siguiendo un procedimiento semejante al anterior. En el extracto obtenido pueden determinarse los cationes desplazados o intercambiables; su suma se conoce como Capacidad de Intercambio Catiónico efectiva (CICe), porque es la que va a tener consecuencias agronómicas.

El primer método descrito proporciona resultados estandarizados, ya que los valores obtenidos son independientes del pH del medio de cultivo. En cierto modo, representa la CIC potencial del medio, es decir, el valor máximo que podría alcanzarse si se eleva

suficientemente el pH. Cuanto más elevado y próximo al de la solución tampón empleada sea el pH del medio de cultivo, tanto más real será el valor obtenido de CIC (Ansorena M., 1994).

Sin embargo, la CICE refleja mejor las condiciones reales del medio de cultivo en que se desarrollan las raíces de las plantas, y es más útil en la caracterización de suelos cuya carga negativa es mayoritariamente dependiente del pH, como los suelos o sustratos orgánicos (Ansorena M., 1994).

Según Ansorena M. (1994), para determinar la CICE, primeramente se satura el suelo con Ba, extrayéndolo 3 veces con una solución de cloruro bórico 0,1M. Posteriormente se equilibra el suelo con una solución final de Cl_2Ba aproximadamente 0,01M. A continuación se añade un exceso conocido de SO_4Mg 0,02M. Se precipita todo el Ba presente, tanto en la solución como adsorbido, en forma de la sal muy insoluble SO_4Ba , con lo que los lugares de adsorción quedan completamente ocupados por Mg. Se mide el exceso de Mg por Espectroscopía de Absorción Atómica en llama. En el extracto de cloruro bórico 0,1 M del suelo pueden medirse Na, K, Ca, y Mg.

Reactivos:

- Solución de cloruro bórico 0,1 M
- Solución de cloruro bórico 0,0025M.
- Solución de sulfato magnésico 0,0200M de Mg.

Determinación de la CIC

Acido clorhídrico 12M (densidad 1,19 g/ml).

- Solución patrón 0,0010M de Mg.
- Solución acidificada de lantano de 10000 mg/l.
- Serie de patrones. Esta serie de patrones tiene concentraciones de Mg de 0, 0,01, 0,02, 0,03, 0,04 y 0,05 mM.

2.4.2.4- Elementos totales

Para determinar los contenidos totales en nitrógeno y minerales de los ingredientes y mezclas de sustratos, es necesario efectuar una etapa previa de digestión o ataque con reactivos oxidantes ácidos, que solubilice dichos elementos antes de la medida de su concentración, los resultados se expresan referidos a Materia Seca (Ansorena M., 1994).

Nitrogeno total

Ansorena M. (1994), cita tres métodos de digestión para la determinación de minerales: digestión Kjeldahl, microkjeldahl y nítrico-perclórica.

El método de referencia para la determinación del nitrógeno total es la digestión Kjeldahl, seguida de la destilación por arrastre con vapor y valoración del destilado. El procedimiento de digestión incluye las formas orgánicas y amoniacal.

Para el análisis de los restantes minerales se utiliza el resultante de la digestión Kjeldahl (Ansorena M., 1994).

Método Kjeldahl

Reactivos:

Ácido sulfúrico 96% RA.

Ácido clorhídrico 0,1N SV.

Ácido bórico al 4% con indicador.

Hidróxido sódico 10M.

Tabletas de catalizador Kjeltabs Cu/3,5 (Tecator) o equivalente (3,5 g de SO_4K_2 + 0,4 g de SO_4Cu).

Para la valoración se utiliza un valorador automático potenciométrico.

Cuando se sospecha que los problemas de crecimiento son consecuencias de carencias nutricionales, suele resultar útil complementar el análisis químico de sustratos de plantas sanas y afectadas con el análisis foliar de las plantas correspondientes a los mismos contenedores de los que se han tomado las muestras de sustrato (Ansorena M., 1994).

8. 2.5- DESARROLLO Y CRECIMIENTO DEL PLANTÍN DE TOMATE

2.5.1- Generalidades de la planta de tomate

El tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es una planta dicotiledónea perteneciente a la familia de las solanáceas. El centro de origen del género *Lycopersicon* es la región andina que hoy comparten Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Chile (Nuez, 1995).

Según Hunziker (1979) citado por (Nuez, 1995), la taxonomía generalmente aceptada es:

Clase: *Dicotyledoneas*.
Orden: *Solanales (Personatae)*.
Familia: *Solanaceae*.
Subfamilia: *Solanoideae*.
Tribu: *Solaneae*.
Género: *Lycopersicon*.
Especie: *Esculentum*.

Sus flores son radiales y con cinco estambres. El ovario, súpero, bicarpelar, contiene numerosos primordios seminales, produciendo bayas polispermas. Los carpelos se presentan en posición oblicua con respecto al plano mediano de la flor (Nuez, 1995).

Posee una semilla discoidal comprimida y con embrión enrollado, de diámetro más o menos uniforme (subfamilia *Solanoideae*). Los filamentos de los estambres se insertan en la base de las anteras, no sobre la cara dorsal (tribu *Solaneae*) (Nuez, 1995).

El género *Lycopersicon* se caracteriza por sus estambres únicos, conectivos alargados. Como consecuencia, a diferencia de los otros géneros de la familia, la dehiscencia de las anteras es longitudinal, no poral (J. Esquinas et al.) citado por (Nuez, 1995).

2.5.2- Germinación de la semilla de tomate

Según Nuez (1995), la germinación, es el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla y la emergencia de la radícula (raíz) y de la plúmula (tallo), conducentes a la producción de una plántula. Fisiológicamente, la germinación comienza con las etapas iniciales de reactivación bioquímica y termina con la emergencia de la radícula.

Desde el punto de vista agronómico la germinación comienza cuando la semilla es puesta en un suelo húmedo y termina cuando el plantín emerge sobre la superficie del suelo y comienza a ser autotrófico (Carkwell, 1988) citado por (Barboza R. et al., 1997).

Nuez (1995), cita tres condiciones requeridas para la iniciación de la germinación:

- 1) La semilla debe ser viable; esto es el embrión debe estar vivo y ser capaz de germinar.

- 2) La semilla no debe estar en letargo ni el embrión quiescente. No deben existir barreras fisiológicas o físicas que induzcan letargo ni barreras químicas para la germinación.
- 3) La semilla debe estar expuesta a las condiciones ambientales apropiadas: disponibilidad de agua, temperatura adecuada, provisión de oxígeno y en ocasiones luz.

Hartmann et al. (1984), distinguen tres estadios en el proceso de germinación.

En el primer estadio de la germinación, la semilla seca absorbe agua, el contenido de humedad aumenta con rapidez y luego se estabiliza. La absorción inicial de agua significa la imbibición de la misma por los coloides de la semilla seca, lo cual ablanda las cubiertas de la semilla y ocasiona hidratación del protoplasma. Como resultado de ello, la semilla se hincha y sus cubiertas pueden romperse. Dado que la absorción de agua es en gran parte un proceso físico, puede efectuarse aún en semillas no viables. Esta etapa puede completarse en un período de minutos o de horas.

El segundo estadio de la germinación significa digestión y traslocación. La absorción de agua y la respiración ahora continúan en un ritmo constante. Los sistemas celulares se han activado y los sistemas de síntesis de proteínas están funcionando para producir diversas nuevas enzimas, materiales estructurales, compuestos reguladores, ácidos nucleicos, etc., aparecen enzimas y empiezan a digerir materias de reserva contenidas en los tejidos de almacenamiento.

El tercer estadio de la germinación de semillas consiste en la división celular en los puntos de crecimiento separados del eje embrionario seguida de la expansión de las estructuras de la plántula.

2.5.2.1- Factores que afectan la germinación

Calidad de la semilla

La diferencia entre una semilla viva y una muerta puede no estar bien marcada sino caracterizada por una declinación gradual en vigor y por la aparición de necrosis o lesiones en áreas localizadas de la semilla. La viabilidad está representada por el

porcentaje de germinación, el cual expresa el número de plántulas que puede producir un número dado de semillas (Hartmann et al. 1984).

Lo que se desea de las semillas es que ellas germinen y emerjan simultáneamente, en corto espacio de tiempo, para que se tenga uniformidad, obteniéndose mudas todas iguales en tamaño y desarrollo fisiológico (Minami K. et al.,1995).

La germinación se mide por medio de dos parámetros: el porcentaje y la velocidad de germinación. El vigor puede indicarse por medio de estas medidas, pero también se debe tomar en cuenta la tasa de crecimiento y el aspecto morfológico de las plántulas. La velocidad de germinación puede medirse con varios métodos. Se puede determinar el número de días requerido para lograr un porcentaje de germinación especificado. Con otro método, se calcula el número promedio de días requerido para que emerja la plúmula o la radícula (Hartmann et al. 1984).

Las fórmulas para el cálculo del porcentaje y tasa de germinación se presentan a continuación (Gonzalez H. et al., 1999).

$$\text{Porcentaje de germinación} = \frac{\text{Número de plántulas normales} * 100}{\text{Número de semillas totales}}$$

$$\text{Tasa de germinación} = (\text{Tiempo(días) a 50 \% de germinación})^{-1}$$

Cuadro N° 2.44

Porcentaje de germinación mínima para considerar una semilla de buena calidad

Cultivo	Germinación (%)
Berenjena	80
Pimiento	80
Tomate	90

Fuente. Aldabe Dini L. (2000).

Semilla

La edad de la semilla, el estado fisiológico, variedades, contenido de reserva, tamaño del embrión y otros parámetros de calidad influyen en la germinación y emergencia (Minami K. et al.,1995).

Disponibilidad de agua

El exceso de agua es perjudicial tanto por la cantidad en sí como por la reducción del aire del suelo o del sustrato. Además de esto, mucha agua puede originar efectos inhibitorios en la germinación, debido al aumento de demanda de oxígeno, disminuyendo la solubilidad (Benjamin, 1990) citado por (Minami K. et al.1995).

La humedad proporcionada a la semilla en germinación puede afectar tanto al porcentaje como a la velocidad de germinación (Hartmann et al. 1984).

Hartmann et al. (1984), agrupa a las plantas según sus requerimientos de agua para la germinación de la semilla. Al tomate lo ubica en el grupo de semillas que germinan en suelos con humedad desde el porcentaje de marchitez permanente hasta un contenido de humedad más alto que la capacidad de campo. Minami K. et al.(1995), concluye al respecto, que la humedad necesaria para la germinación de tomate es 20% por encima del PMP a CC.

La velocidad de emergencia de las plántulas en la cama de siembra, está principalmente influenciada, por la disponibilidad de humedad. Aproximadamente en un punto a la mitad del rango entre CC y CMP hay una disminución en la velocidad (Hartmann et al. 1984).

Contenido de aire

Los gases que en el medio de germinación pueden afectar a la germinación de las semillas son el oxígeno (O₂), el dióxido de carbono y posiblemente el etileno. El oxígeno es esencial para los procesos respiratorios que se efectúan en las semillas en germinación y la absorción de O₂ puede medirse poco después que inicia la imbibición. La tasa de absorción de oxígeno es un indicador del avance de la germinación y se ha sugerido como un indicador del vigor de las semillas (Hartmann et al. 1984).

La germinación puede verse disminuida por reducción en la aireación, la limitación de oxígeno en los períodos iniciales puede inhibirla (Hartmann et al. 1974, citado por Guelvenzu R., 2001).

La germinación de la semilla del tomate tiene necesidades de oxígeno relativamente elevadas y, a diferencia de otras especies que pueden funcionar como anaerobias facultativas, la germinación de esta especie se reduce drásticamente cuando la

oxigenación es deficiente (Sieguel et al., 1962 según Chamorro, 1995, citado por Guelvenzu R., 2001).

Los resultados de la prueba de emergencia, obtenidos por Mori C. (2001), mostraron que, los sustratos que se caracterizaron por poseer una mayor porosidad total (cáscara de arroz carbonizada 100% y el sustrato 90% de turba y 10% de vermiculita), tuvieron un mayor número de plantas emergidas y una mayor tasa de emergencia que los demás sustratos con distintas proporciones de compost de IM de Montevideo con cáscara de arroz carbonizada.

Temperatura

La temperatura afecta tanto el porcentaje como la velocidad de germinación. Por lo general la velocidad de germinación aumenta en forma directa con la temperatura; esto es, la velocidad es muy baja a temperaturas bajas pero se incrementa en forma continua a medida que asciende la temperatura. Arriba de un nivel óptimo, donde la velocidad es mayor, ocurre un descenso a medida que las temperaturas se acercan a un límite letal y la semilla es dañada (Hartmann et al. 1984). Por otro lado Gonzalez H. et al. (1999), concluye que la temperatura afecta más la tasa de germinación que el porcentaje de germinación.

Lo que más puede afectar la germinación y emergencia, pero principalmente el desarrollo de las mudas, son las grandes fluctuaciones en la temperatura.

Además de la temperatura del aire, la temperatura del sustrato también es importante, pues no siempre son las mismas (Malletta et al., 1987) citado por (Minami K et al., 1995).

Estudios efectuados por Kotowsdi (1978), según Menezes (1992), citado por Barboza R. et al. (1997), demuestran que la germinación de las semillas y la emergencia de las plántulas son favorecidas cuando las temperaturas (del suelo) oscilan entre 18 y 30 °C. No obstante, temperaturas inferiores a 8 °C por períodos superiores a 2 meses,

inhiben la germinación de las semillas. Asimismo las temperaturas inferiores a 18 °C retardan la germinación y prolongan la emergencia de las plántulas.

Cuadro N° 2.45

Temperatura de germinación requerida.

Cultivo	Óptima para germinación (°C)	Óptima diurna (°C)	Mínima nocturna (°C)
Berenjena	24-29	21-29	18
Pimiento	21-29	21-24	15,5
Tomate	21-29	18-24	15,5

Fuente: Aldabe Dini L. (2000).

Cuadro N° 2.46

Germinación y emergencia del tomate en diferentes temperaturas

Temperatura °C	8	11	18	25	30
Emergencia de las primeras plántulas (días)	0	22	7	5	4
Emergencia de las últimas plántulas (días)	0	33	14	10	8
Germinación (%)	0	75	97	96	94

Fuente: Kotowski (1978) según Menezes (1992), citado por Barboza R. et al. (1997).

Salinidad

El estrés hídrico en la germinación del tomate está frecuentemente asociado con altos niveles de salinidad que impiden una buena absorción de agua (Bewley, et al. (1982), según Picken et al. (1986), citados por Barboza R. et al., 1997).

El primer paso para comenzar la germinación es la imbibición con agua de la semilla, y todo fenómeno que favorezca o entorpezca la disponibilidad de agua para la semilla y posteriormente para la plántula, afectará la germinación y la emergencia de las mismas. Este primer paso de la germinación está muy relacionado con el fenómeno osmótico y por lo tanto está muy influenciado por la concentración de sales en la solución del sustrato (Ansorena M., 1994).

Las semillas que germinan en un medio salino no sólo reducen su porcentaje de germinación, sino que alargan el período de germinación (Ayers 1952 según Cuartero et al., 1995, citado por Guelvenzu R., 2001).

La etapa más sensible a la salinidad en tomate parece ser la comprendida entre germinación y el desarrollo de la primer hoja verdadera (Cuartero et al., 1995, citado por Guerlvenzu R., 2001).

Profundidad de siembra

Uno de los factores de manejo que más afecta la calidad de los plantines es la profundidad de siembra. Se obtuvieron diferencias en el desarrollo de los plantines de repollo cuando fueron sembradas a diferentes profundidades. A medida que aumentaba la profundidad de siembra disminuía el porcentaje de emergencia, hasta llegar a cero. En general las causas de reducción de la emergencia son atribuidas a la incapacidad de los embriones de vencer la resistencia que le opone el material del sustrato para llegar a la superficie, lesiones en los cotiledones, o la insuficiencia del material de reserva de la semilla para atravesar la capa de sustrato y desarrollar la plántula (Shanmuganathan et al. (1990), según Minami K. (1995), citado por Guelvenzu R., 2001).

2.5.3- Desarrollo y crecimiento del plantín de tomate

2.5.3.1- Características de un plantín de calidad

Según Mari (1996), citado por Barboza R. et al. (1997), la obtención de un plantín de buena calidad es de fundamental importancia, porque de ello depende en muchos casos el resultado final desde el punto de vista productivo. En el caso del tomate sabemos que la iniciación floral se produce entre 10 y 20 días después del despliegue de los cotiledones, entre la aparición de la primer y tercer hoja. Por lo tanto cualquier factor de estrés en los primeros estadios de crecimiento, puede producir mal desarrollo o pérdida del primer racimo, lo que incidirá sobre la precocidad y rendimiento final.

Los principales atributos de una muda de alta calidad según Minami K. et al. (1995), son:

- a) la constitución genética debe ser aquella exigida por el productor;
- b) debe ser bien formada, con todas las características deseables y con condiciones de dar continuidad al desarrollo, cuando se coloca en el local definitivo o de producción;
- c) debe ser sana, sin vestigios de enfermedades, plagas o daños mecánicos o físicos;
- d) no debe ser portadora de patógenos que puedan comprometer la producción final;
- e) debe ser posible su comercialización;
- f) no debe presentar estructuras de propagación de plantas dañinas;
- g) debe ser de costo compatible con la necesidad del productor;
- h) debe ser de fácil transporte y manejo.

Según Minami K. et al. (1995), para la producción de mudas de alta calidad, es importante considerar (Scarpate F°, 1994, y Goncalves 1994):

- a) la selección de madres;
- b) selección de semillas o estructuras vegetativas de propagación;
- c) selección de sustratos y recipientes;
- d) elección criteriosa del local de producción de las mudas;
- e) nutrición mineral adecuada;
- f) tratamientos fitosanitarios eficientes y control sanitario del local;
- g) buena irrigación.

2.5.3.2- Factores que afectan el crecimiento

Iluminación

Según Menezes (1992), citado por Barboza R. et al. (1997), en lo que respecta a la luz los factores más relevantes a considerar son la duración, intensidad y longitud de onda. En tanto Chamarro (1995) citado por Barboza R. et al. (1997), entiende que el factor que más afecta el desarrollo vegetativo es la iluminación diaria total, mientras que la calidad de la luz y el fotoperíodo desempeñan un papel secundario.

En las etapas tempranas de la germinación, la plántula utiliza las provisiones de reserva de la semilla. El crecimiento posterior depende de la producción de carbohidratos y otros materiales que resultan de la fotosíntesis. Para lograr plantas robustas y vigorosas se requiere luz de una intensidad relativamente elevada. La luz de baja intensidad produce ahilamiento y fotosíntesis reducida (Hartmann et al. 1984).

Por otra parte, una luz de intensidad elevada en extremo puede producir temperaturas elevadas que a su vez, pueden ocasionar a las plántulas daños por calor. En consecuencia es necesario evitar las intensidades de luz muy elevadas así como muy bajas. Muchas plantas, durante el crecimiento inicial de las mismas requieren un sombreado parcial de las plántulas cuando se las cultiva a campo abierto (Hartmann et al. 1984).

Según Minami K. et al. (1995), citado por Barboza R. et al. (1997), la iluminación cuando es igual o superior al óptimo no afecta al desarrollo del tallo pero, para valores subóptimos, un descenso en la iluminación induce un aumento en la elongación del tallo a expensas de otras partes de la planta, dando lugar a tallos más delgados y débiles con una mayor proporción de tejido parenquimático. Cuando la iluminación es muy baja se reduce la altura de la planta y, por ello, la iluminación adicional de las plántulas en invierno produce generalmente plantas más altas.

Concentración de oxígeno

Debe recordarse que las raíces requieren oxígeno para mantener su actividad metabólica y su crecimiento. Un déficit temporal de oxígeno puede reducir el crecimiento de las raíces y de la parte aérea de la planta, pero condiciones anaeróbicas mantenidas durante unos pocos días pueden llegar a provocar la muerte de algunas raíces (Ballester J.F., 1992).

Contenido de humedad

La conducción estomática está estrechamente relacionada al potencial de agua de la hoja; existe un rango de potencial de agua donde la conducción estomática no queda afectada: en tomate este cae entre 0 y -600 a -700 kPa (Rudich et. al. 1981) citado por Adams P. (1986). Además el estrés de agua, más allá del potencial de agua de la hoja, -700 kPa causa un declive en la conducción estomática hasta que éste alcanza cero.

El nivel cero de la conducción estomática varía entre cultivares de tomate y especies (Cohen, 1982) citado por Adams P. (1986).

Temperatura

Según Chamarro (1995), citado por Barboza R. et al. (1997), la temperatura tiene un efecto importante sobre el desarrollo vegetativo de la planta. La temperatura óptima depende de la iluminación y se encuentra alrededor de los 25 °C, sin embargo para Mari (1996) citado por Barboza R. et al. (1997), ésta tiene un rango óptimo que oscila entre 18 y 24 °C, destacando que el cultivo necesita una integral térmica de 3000 a 4400 °C. El mismo autor menciona que el cultivo presenta una temperatura mínima de crecimiento (cero fisiológico) de 6 °C y una máxima sobre la cual no existe crecimiento de 35 °C.

El crecimiento y la materia seca de la planta aumentan con la temperatura de la raíz hasta un óptimo de 30 °C, a menos que la iluminación resulte limitante y, cuando la temperatura de la raíz desciende por debajo de 15 °C, el crecimiento del brote puede disminuir drásticamente Chamarro (1995), citado por Barboza R. et al. (1997).

pH

El cultivo de tomate requiere suelos ligeramente ácidos, con un pH comprendido entre 6 y 7; no obstante se puede producir en buena forma en un rango de pH de 5 a 8 (Mari, 1996) citado por Barboza R. et al. (1997).

Materia orgánica

La capacidad de almacenamiento de agua aumenta al agregar materia orgánica, estimula el crecimiento y la actividad de la población microbiana heterotrófica del suelo. Esto afecta el crecimiento de las plantas a través del suministro de importantes sustancias bioquímicas (factores de crecimiento) y a través del antagonismo con los microorganismos patógenos del suelo (Avnimelech, 1986) citado por Barboza R. et al. (1997).

Se concluye que la aplicación de materia orgánica posee el potencial de incrementar los rendimientos más arriba que los que se obtienen haciendo una aplicación de fertilizantes con el mismo contenido de nutrientes. Esto puede deberse entre otras causas a cambios en la estructura del suelo que lo transformen en un mejor medio de crecimiento (Avnimelech, 1986) citado por Barboza R. et al. (1997).

Los resultados de un estudio realizado por Chen Y. et al.(1988), reportan aumentos en iniciación de raíz y crecimiento. Aplicación de sustancias húmicas a la solución nutritiva resultaron en efectos beneficiosos en tomate, morrón, trigo, maíz, mijo, haba y geranio. Los niveles óptimos de sustancias húmicas son controversiales pero usualmente los rangos son entre 50 a 500 mg/l. Los mismos autores encontraron que complejos organo-metal de Fe, Zn y Mn con turba, lignina o estiércol aumentó significativamente la absorción de micronutrientes y la producción de las distintas cosechas a campo.

Nutrientes

El nivel de la nutrición mineral para los plantines en el invernáculo tiene un impacto en la performance de los trasplantes cuando son colocadas en el campo. Variaciones en el N tienen el mejor efecto, P es requerido en muy pequeñas cantidades y K puede variar en una gran extensión con muy poco efecto en la performance del trasplante (Liptay A. et al., 1992).

En mudas de pimiento y tomate, la aplicación de fertilizante nitrogenado fue muy positivo en la formación y crecimiento de raíces y de la parte aérea (Bar-Tal et. al., 1990, Fischer et al., 1990, y Melton et al., 1991). citados por Minami K. et al.(1995).

En un estudio del rol del N en el crecimiento y desarrollo de plantines de tomate, Suniaga Quijada (1990), citado por Barboza R. et al. (1997), concluye que hasta la emergencia no existe necesidad de aportes externos ya que en este estado las necesidades son aseguradas por la semilla. En el momento de la aparición de las primeras dos hojas verdaderas se observa una influencia muy importantes del N. Si las dosis de N son bajas se genera una reducción significativa del peso de la parte aérea y un aumento de la parte radicular. Este efecto es de corta duración ya que si la carencia se prolonga también baja el crecimiento de la raíz.

A partir de la aparición de la tercera hoja verdadera se observa un aumento de la velocidad de crecimiento y paralelamente un aumento de las necesidades de N. Pero cuando los aportes son superiores a las necesidades se reduce considerablemente el crecimiento radicular y se forma un sistema aéreo muy importante donde posteriormente se desarrollaran numerosas flores que abortan Suniaga Quijada (1990), citado por Barboza R. et al. (1997).

Los resultados obtenidos de un estudio muestran que la óptima nutrición con N estuvo entre 100 a 200 mg /litro. Variando el P desde 5 a 200 mg/ litro no tuvo efecto en la performance de los plantines en el invernáculo o fuera. De cualquier modo, el crecimiento de los plantines fue afectado por la variación de la nutrición con P en el rango de 0 a 5 mg/ litro. No hubo interacción entre N y P en la respuesta de los plantines. Potasio, a bajos niveles menores a 100 mg /litro redujo el crecimiento sólo ligeramente; a muy altos niveles de potasio, por ejemplo 2000 mg/litro, es decir alta conductividad eléctrica, el crecimiento fue reducido, por lo tanto fue un problema las quemaduras del tejido por altos niveles de sal (Liptay A. et al., 1992).

Cuadro N° 2.47

Producción de materia seca y extracción de nutrientes por el cultivar de tomate Roma VF, durante la fase de muda.

Edad (días)	M.S. (g)	N	P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn
		mg/planta							µg/planta			
15	0,10	5,1	0,7	4,7	2,1	0,6	0,2	19,0	1,9	36,4	41,5	1,2
30	0,79	32,8	7,0	43,6	22,3	4,9	3,0	70,3	14,7	391,9	333	73,0

Fuente: Haag et. al. (1981b) citado por Minami K. et al. (1995).

Todas las estimaciones de la absorción de nutrientes están sujetas a diferencias en el ambiente local, puesto que la absorción de nitrógeno y potasio están altamente correlacionadas con la intensidad de luz y temperatura del aire mientras la absorción de fósforo aparentemente a estado estrechamente relacionado a la temperatura de la raíz (Adams P., 1986).

En el siguiente cuadro se puede observar las concentraciones de nutrientes en hojas de plantas de tomate analizadas por Adams P.(1986).

Cuadro N° 2.48

Ejemplo de rango de contenido de nutrientes encontrados en hojas de plantas de tomate sanas.

Nutriente	% Materia seca	Nutriente	µg /g MS
N	2,8-4,9	B	32-97
P	0,40-0,65	Cu	10-16
K	2,7-5,9	Fe	101-391
Ca	2,4-7,2	Mn	55-220
Mg	0,36-0,85	Mo	0,9-10
S	1,0-3,2	Zn	20-85

Fuente. Adams P. (1986).

La valoración del nivel de los nutrientes de las plantas son usualmente hechos en hojas jóvenes maduras que no se han expandido plenamente (Adams P. et al. 1986).

Síntomas de deficiencia de manganeso comienzan con un amarillamiento internerval en las hojas jóvenes y, al principio, esto dificulta para distinguir las deficiencias de hierro (Adams P., 1986).

El tener que suministrar los nutrientes a la planta a través de una masa de soporte relativamente reducida, significa que si los aportes se hacen en formas solubles y en una sola aplicación, la concentración salina de la solución habrá de ser demasiado alta, especialmente para las plántulas. En consecuencia, las normas de abonado deben modificarse haciendo la distribución del fertilizante en varias veces, utilizando productos de liberación lenta o bien, recurriendo a la fertirrigación (Adams C. R. et al., 1984).

Salinidad

El límite de la salinidad en el tomate según Maas et al. (1997), citado por Barboza R. et al. (1997), corresponde a 2,5 mmhos/cm a 25 °C, disminuyendo un 9,9 % el rendimiento por cada unidad que se incrementa la conductividad eléctrica. Según este

autor el tomate es moderadamente sensible a la salinidad y a su vez en la fase de plantín dicha sensibilidad se incrementa.

Cadahia C. (1998), clasifica las especies según el grado de tolerancia a las sales: 1) Muy sensibles; 2) sensibles; 3) tolerantes y 4) Muy tolerantes. Al tomate lo ubica en la clase de especies tolerantes.

Al examinar la composición química al transplante, se encontró que un alto contenido de sodio en la planta tuvo efecto negativo en el posterior crecimiento. Este efecto podría deberse a un alto contenido de NaCl en el agua de riego durante la etapa de plantín. No se encontró influencia del contenido de magnesio y potasio (Sonneveld et al., 1971) citado por (J.van de Vooren et al., 1986).

Cuadro N° 2.49

Tolerancia del tomate a la salinidad en relación con la disminución de su rendimiento (FAO)

Disminución del rendimiento	0%	10%	25%	50%	100%
CE (dS/m)	2,5	3,5	5	7,6	13

Fuente: Fuentes Yagüe J. L. (1998).

CE: conductividad eléctrica en extracto de saturación.

La tolerancia a la salinidad expresada en la tabla anterior abarca desde el estado final de planta tierna hasta la madurez. En las etapas de germinación y desarrollo inicial de planta tierna las tolerancias pueden ser inferiores. Por lo general una salinidad del extracto de saturación superior a 4 dS/m (en las plantas con valores superiores a esa cifra) inhibe o retarda la germinación y el crecimiento inicial. En estos casos un riego de presembrado rebaja la salinidad y retrasa la formación de costra superficial, lo que facilita la germinación y la emergencia (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

La salinidad en el sustrato de cultivo mayor a 5 dS/m en el extracto de saturación produce reducción del crecimiento, plantas enanas, marchitamiento y quemadura de los bordes de las hojas (Bunt, 1988, citado por Cadahia C., 1998).

Sanidad

La producción de plantas libres de enfermedades y homogéneas es un requerimiento básico de la agricultura moderna. Ello es necesario para obtener, un medio reproducible, libre de patógenos y evitar su recontaminación (Raviv M. et al., 1986).

Los cuidados del plantín deben estar más concentrados en el control de los áfidos, principalmente aquellos transmisores de virus, y hormigas cortadoras. Otro problema serio es la presencia de mosca minadora y de la mosca blanca. Estas dos plagas son de difícil control cuando ellas se instalan, principalmente en ambiente cerrado (Minami K. et al., 1995).

Según García M.(1999), pasteurización y solarización son técnicas posibles para la desinfección de los sustratos.

Cuadro N° 2.50

Temperaturas requeridas para destruir enfermedades presentes en sustratos

	30 min, temperatura °C
Nematodos	48
Damping off	54
Bacterias y hongos patógenos	65
Insectos del suelo y virus	71
Semillas de malezas	79
Malezas resistentes virus resistente	100

Fuente: Lorenz, Maynard, citado por García M.(1999)

Influencia del contenedor

Carmello citado por Minami K et al. (1995), los plazos de formación de mudas de tomate en los sistemas tradicionales duran 35 – 40 días, en bandejas de isopor duran 20 – 25 días.

En un contenedor de 1000 cm³, se obtuvo un plantín de mejor calidad y el adelanto en la madurez fisiológica del plantín se tradujo en un incremento en la precocidad de 2 semanas respecto a los contenedores de 150 y 40 cm³ (Chiesa A. et al., 1994).

En estudios realizados por Chiesa A. et al. (1994), concluyen que los valores de peso seco de raíz no se relacionan con el incremento en volumen del contenedor, ni tampoco existieron diferencias. Mientras que el peso seco del vástago sí presenta una correlación positiva ($r^2=0.87$, $\alpha<0.05$), con el incremento en volumen del envase. En consecuencia, se ha demostrado que el tamaño del contenedor, la edad del plantín y las condiciones de trasplante, poseen influencia significativa en el rendimiento precoz del cultivo, tanto en tomate como en pimiento a campo.

Riego

En algunos casos se puede observar que las plantas sufren un retraso en el crecimiento. Esto estaría relacionado con la calidad del agua del sistema de riego (Buyatti M. et al., 1997).

La calidad del agua de riego depende no sólo de su contenido en sales, sino también del tipo de sales (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

Es importante conocer la cantidad de agua disponible, ya que afecta a la frecuencia de riego, que puede espaciarse a medida que aumenta el valor de agua disponible (Ansorena M., 1994). Esta disponibilidad de agua para el cultivo disminuye a medida que aumenta la salinidad de la solución del suelo (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

En los siguientes cuadros (2.51 y 2.52) se presenta las clasificaciones de aguas superficiales y subterránea para riego propuesta por la División de Suelos y Aguas del MGAP, en la Ley N° 16.858, año 1997.

Hay que destacar que la presente clasificación debe ser utilizada como guía primaria, la aptitud definitiva dependerá de la interacción de todos los factores involucrados en el riego (clima, suelo, planta, agua, método de riego, etc.) (Carricaburu J., 1998).

Cuadro N° 2.51

Clasificación de aguas superficiales para riego.

Invernáculo	I	II	III	IV
C.E. 25 °C en mS/cm	< 0,750	0,750 - 1,500	1,501 – 3,000	> 3,000
Alcalinidad CaCO₃ mg/l	< 225	225 - 425	426 – 800	> 800
RAS (meq/l)^{1/2}	< 2,9	2,9 – 5,2	5,3 – 10	> 10

Fuente: MGAP, División de Suelos y Aguas (1997).

C.E.: Conductividad eléctrica

Cuadro N° 2.52

Clasificación de aguas subterráneas para riego.

9. INVERNÁCULO	I	II	III
C.E. 25 °C en mS/cm	< 1	1 - 2	> 2
Alcalinidad CaCO₃ mg/l	< 250	> 250	-
RAS (meq/l)^{1/2}	< 6	6 - 10	> 10

Fuente: MGAP, División de Suelos y Aguas (1997).

C.E. : Conductividad eléctrica

Clase I. Excelente. Agua con la cual generalmente no se observarán efectos perjudiciales.

Clase II. Buena. Agua que puede tener efectos perjudiciales en cultivos sensibles.

Clase III. Regular. Agua que puede tener efectos adversos en mucho cultivos y necesita de métodos de manejo cuidadosos.

Clases IV. Mala. Agua que puede ser usada para plantas tolerantes en suelos permeables con métodos de manejo cuidadosos. Agua con CE >5 mS/cm deberá usarse sólo como caso extremo y a ser posible en suelos livianos.

Carricaburu J. (1998), recomienda el uso de aguas para riego clase I, en suelo franco, en invernáculo con sistema de riego por microaspersión.

Cuando se riega con agua de mala calidad se acumula el sodio en los primeros centímetros del suelo, provocando la dispersión de los agregados en partículas más pequeñas, que obstruyen los poros del suelo. También se produce este efecto con un contenido bajo de calcio (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

Para evaluar los problemas de infiltración provocados por la calidad del agua se han propuesto diversos índices, siendo el más conocido el SAR o RAS (relación de adsorción del sodio), que valora la proporción relativa de sodio con respecto al calcio y magnesio (Fuentes Yagüe J. L., 1998). Relación Adsorción de Sodio RAS (meq/L)^{1/2} = $\text{Na} / [(\text{Ca} + \text{Mg})/2]^{1/2}$

Cuadro N° 2.53

Tolerancia del cultivo de tomate a la salinidad del agua de riego.

Cultivo	CE (dS/m)	Rendimiento (%) según CE_a (dS/m)			
		1,2	1,8	2,4	3,0
Tomate	1,7	98	85	72	58

Fuente: Maas E. V. (1990) citado por Carricaburu J. (1998).

CE = Valor umbral de conductividad eléctrica en extracto saturado de suelo (CE_e).

CE_e = Conductividad eléctrica del extracto saturado de suelo.

CE_a = Conductividad eléctrica del agua de riego.

En estudios realizados por Buyatti M. et al. (1997), se observó que plantas que presentaban retraso del crecimiento fueron regadas con agua con alto contenido de bicarbonatos, una baja relación Ca/Mg. La corrección de pH en el agua de riego da una planta más grande y el agregado de Ca para mejorar su relación con el Mg permitió obtener un mejor plantín, con mayor sistema radicular. Los resultados nos permiten concluir que es conveniente la eliminación de los bicarbonatos y una corrección de la

relación Ca/Mg igual o superior a 1 en el agua de riego que se destina a la producción de plantines de tomate. Con relación a los iones calcio y magnesio estos son favorables para una buena estabilidad estructural del suelo, mientras el ión de sodio es desfavorable.

Según un estudio realizado por la FAO, el tomate presenta tolerancia relativa de 5-10 meq/l a las concentraciones de sodio o cloruro del agua aplicada por aspersión (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

Algunos iones absorbidos por las plantas en excesiva cantidad producen efectos tóxicos. Se detectan síntomas característicos en el borde y punta de la hoja. El boro es peligroso. La lixiviación es el mejor método práctico para evitar la acumulación de iones tóxicos en la zona radical (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

Cuadro N° 2.54

Directrices para evaluar los problemas de toxicidad y otros efectos (FAO)

10.	Grado de restricción		
	Ninguna	Ligera a moderada	Severa
Boro mg/l	<0,7	0,7-3,0	>3,0
N-NO3 * mg/l	<5	5-30	>30
pH *	Amplitud normal: De 6,5 – 8,4		

Fuente: Fuentes Yagüe J. L. (1998).

(*) cultivos sensibles

En cuanto al nitrógeno contenido en el agua de riego, la mayor parte se encuentra habitualmente bajo la forma de nitrato, que es asimilado directamente por las plantas (Fuentes Yagüe J. L., 1998).

Edad de transplante

En condiciones normales los plantines deben estar listos para el transplante entre los 20 y 40 días de la siembra, dependiendo de la temperatura y de la iluminación. Las plantas óptimas para el transplante deben tener de 10 a 15 cm de alto y de 6 – 8 hojas verdaderas formadas (Mari, 1996, citado por Barboza R. et al., 1997). El envejecimiento de los plantines se manifiesta con amarillamiento de hojas, pérdida de cotiledones y

ahilamiento del tallo, cuando se retrasa el momento del trasplante (Chiesa A. et al.,1994).

3- MATERIALES Y MÉTODOS

En el presente trabajo se evalúan siete sustratos orgánicos, a partir de análisis físicos y químicos que permiten caracterizarlos. También se evaluaron agronómicamente por medio de ensayos que midieron la emergencia y crecimiento del plantín de tomate.

11.3.1- ANALISIS ESTADÍSTICO

En el ensayo de emergencia y en el de crecimiento de los plantines se utilizó un diseño de bloques completos al azar (DBCA) con 4 repeticiones. En el ensayo de emergencia se trabajó con 7 tratamientos, cada sustrato corresponde a un tratamiento. El ensayo de crecimiento se llevó a cabo con 14 tratamientos resultantes de la aplicación y no aplicación de fertilizante a los 7 sustratos. La unidad experimental en ambos ensayos consistió de una almaciguera de espumaplast de 104 celdas. El análisis estadístico se realizó mediante el procedimiento GLM del SAS.

Como la variable; número de plantas emergidas en la bandeja, en el ensayo de emergencia presenta distribución binomial, se realizó la transformación de la variable utilizando el procedimiento GENMOD del SAS. Se realizó el análisis de varianza (ANAVA) correspondiente, utilizando sustrato como fuente de variación.

En el ensayo de crecimiento se midieron las variables altura, peso fresco y seco de la parte aérea y radicular, las cuales se analizaron por la técnica del Análisis de Varianza, donde sustrato, nivel de fertilización y la interacción entre ambas, fueron las fuentes de variación.

Para cada variable, cuando presentaron diferencias significativas, se compararon las medias utilizando PDIFF de SAS con medias ajustadas.

En la primer fecha de medición del ensayo de crecimiento el ANAVA se realizó únicamente para el factor sustrato, ya que, todavía no se había realizado la fertilización y la comparación de medias se realizó mediante el test de Tukey.

El modelo de análisis estadístico utilizado fue de un experimento factorial con diseño en bloques completos al azar, $Y_{ijk} = \mu + S_i + F_j + (SF)_{ij} + \beta_k + \epsilon_{ijk}$,

Donde:

S_i : efecto del i-ésimo sustrato.

F_j : efecto del j-ésimo nivel de fertilización.

(SF)_{ij}: es el efecto de la interacción entre i-ésimo nivel de sustrato y el j-ésimo nivel de fertilización.

β_k : es el efecto k-ésimo de bloque.

12.3.2- TRATAMIENTOS

Los sustratos orgánicos evaluados son siete compost elaborados por instituciones, empresas comerciales y productores. En el siguiente cuadro se detallan los materiales utilizados en la elaboración de cada compost. Es importante resaltar que conocer sus proporciones aporta gran información a este trabajo, pero por diferentes razones no fue posible obtener esta información.

Cuadro N° 3.1

Composición de los sustratos.

Sustrato	Composición
<i>Compost elaborado por Intendencias Municipales de Montevideo y Colonia</i>	
IMM	Residuos del Mercado Modelo y ferias de Montevideo, podas chipeadas y barrido de parques.
Colonia Valdense	Residuos domiciliarios seleccionados; residuos de industria alimenticia (zapallo); poda chipeada. Inoculado con microorganismos específicos.
<i>Compost elaborados por empresas comerciales</i>	
Bioagro	contenido ruminal; estiércol de suino y perlita.
Marichal	Precompostaje de cama de pollo (cáscara de arroz + estiércol) y aserrín; estiércol bovino.
Agroplus	Cáscara de arroz carbonizada; turba Sphagnum de bañado de Carrasco; fibra de coco.
<i>Compost elaborados por productores</i>	
Britos	Mantillo de bosque con estiércol bovino; arena; orujo de uva y algas.
Torres	Cama de pollo (cáscara de arroz + estiércol de ave); abono verde de avena.

En el ensayo de crecimiento, al tratar cada sustrato con dos niveles de fertilización (sin y con fertilización), se obtienen catorce tratamientos. De esta forma fue posible independizar sus características físicas de las químicas, permitiendo su estudio. A continuación se presentan los tratamientos de este ensayo.

Cuadro N° 3.2

Tratamientos del ensayo de crecimiento.

Sin Fertilización		Con Fertilización	
Sustrato	Tratamiento	Sustrato	Tratamiento
IMM	1	IMM	8
C. Valdense	2	C. Valdense	9
Bioagro	3	Bioagro	10
Marichal	4	Marichal	11
Agroplus	5	Agroplus	12
Britos	6	Britos	13
Torres	7	Torres	14

13.

14.3.3- ANÁLISIS DE SUSTRATOS

3.3.1- Análisis Físico

Con el fin de evaluar las propiedades físicas de los sustratos se realizaron análisis de granulometría, y de la dinámica agua:aire, aplicando diferentes tensiones, simulando la succión que ejerce la planta en los sustratos.

3.3.1.1- Análisis granulométrico

Este análisis se realizó en el laboratorio ubicado en el área de UNCIEP, de la Facultad de Ciencias.

Los sustratos son secados en estufa a 105 ° C. Una vez secos, se toma una muestra de cada sustrato, de 20 g, imperturbada, cada muestra es colocada durante 5 minutos en un Rotapiador utilizando tamices de: 500, 250, 125 µm de diámetro. Al transcurrir este período, se pesan los gramos de sustrato que retuvo cada tamiz.

Este análisis no se realizó a los sustratos Bioagro y Marichal, por falta de material.

3.3.1.2- Análisis de la dinámica agua:aire

Este análisis se realizó en el laboratorio de análisis de suelos en el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIA) “Las Brujas” en el departamento de Canelones.

Los resultados de este análisis permiten conocer los contenidos de agua y aire y sus relaciones en el sustrato.

La dinámica agua:aire se estudió utilizando el lecho de arena, desde la tensión de 0.0 cm de columna de agua, hasta 30 cm, luego a partir de 30 cm hasta 500 cm de tensión, se utilizó la olla de Richard. Para cada sustrato se hicieron 4 repeticiones en todas las tensiones.

A continuación se detalla el procedimiento empleado:

- 1) Se llenaron 4 anillos de 100 cm³ con muestras imperturbadas de cada sustrato a estudiar. En la base de los anillos se colocó papel filtro sujeto con una banda elástica.
- 2) Posteriormente los anillos se colocaron sobre el lecho de arena, y se cubrió la olla de arena con una tapa.
- 3) Se saturaron las muestras llevándolas a 0 cm de tensión de agua, durante 6 días.
- 4) Una vez saturadas, se pesaron en balanza de precisión 0,01 g.
- 5) Se sometieron las muestras a distintas tensiones, 10, 20 y 30 cm. de columna de agua. Luego de 72 horas de permanecer en cada tensión, se obtuvieron sus pesos.
- 6) Posteriormente las muestras en los cilindros se colocaron en la Olla de Richard la cual ejerce una presión de aire desde arriba sobre las muestras de sustrato, provocando su drenaje. Las muestras se pesaron luego de permanecer 72 horas en las siguientes tensiones 50, 100, 200, 300 y 500 cm de columna de agua (0,1 bar = 100 cm de agua).
- 7) Posteriormente las muestras se colocaron en estufa con corriente de aire a 105 °C, durante 72 horas.

El contenido de humedad de los sustratos obtenido del peso de cada uno a diferentes tensiones, permite construir la curva de desorción de agua, y calcular las siguientes variables: densidad real, densidad aparente, humedad gravimétrica y volumétrica, porosidad total, porosidad del aire, agua disponible, agua fácilmente disponible y de reserva. El cálculo de estas variables se realizó por medio de las siguientes fórmulas, citadas por Ansorena M. (1994).

Densidad real

$$Dr \text{ (g/cm}^3\text{)} = ps/vol. MS$$

Dr: densidad real.

ps: peso del sustrato secado a 105 ° C.

vol. MS: volumen de materia seca.

Densidad aparente

$$Da \text{ (g/cm}^3\text{)} = \frac{(ps)}{\text{vol. c.}}$$

Da: densidad aparente.

ps: peso del sustrato secado a 105 ° C.

vol. c: volumen del cilindro.

Humedad gravimétrica

$$HG_x \text{ (\%)} = \left[\frac{(ps_x + pc + pt) - (ps + pc + pt)}{ps} \right] * 100 = \frac{(ps_x - ps)}{ps} * 100$$

HG_x: humedad gravimétrica a un valor de tensión x

ps_x: peso del sustrato a un valor de tensión x

pc: peso del cilindro

pt: peso de la tapa

ps: peso del sustrato secado a 105 ° C.

Humedad volumétrica

$$HV_x \text{ (\%)} = (HG_x * Da) * 100 = \frac{(ps_x - ps)}{\text{vol. c}} * 100$$

HV_x: humedad volumétrica a un valor de tensión x.

Da: densidad aparente

ps: peso del sustrato secado a 105 ° C (g)

vol. c.: volumen del cilindro (cm³).

Porosidad total

$$\text{POR (\%)} = \left(1 - \frac{Da}{Dr} \right) * 100 = 1 - \frac{(\text{vol. s.})}{\text{vol. c}} * 100$$

POR: porosidad total

vol.s: volumen del sustrato secado a 105 ° C (cm³)

vol.c: volumen del cilindro (cm³)

Porosidad de aire

$$\text{PAI (\% en volumen)} = \text{POR (\%)} - HV_{10 \text{ cm de succión}}$$

PAI: porosidad del aire

Agua disponible

$$AD (\% \text{ en volumen}) = HV_{10 \text{ cm de succión}} - HV_{300 \text{ cm de succión}}$$

AD: agua disponible

Para el cálculo de agua disponible se consideró el agua contenida en el sustrato entre las tensiones de 10 a 300 cm de columna de agua, ya que la planta de tomate es capaz de extraer agua a estos niveles de tensión (capítulo 2, punto 2.1.3.6).

Agua Fácilmente Disponible

$$AFD (\% \text{ en volumen}) = HV_{10 \text{ cm de succión}} - HV_{50 \text{ cm de succión}}$$

AFD: agua fácilmente disponible

Agua de Reserva

$$AR (\% \text{ en volumen}) = HV_{50 \text{ cm de succión}} - HV_{300 \text{ cm de succión}}$$

AR: agua de reserva

3.3.2- Análisis Químico

Los análisis químicos de los sustratos se realizaron en la Dirección de suelos y aguas del Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca (MGAP), donde se determinaron: pH, conductividad, el contenido de nutrientes, materia orgánica y carbono orgánico. La Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) se determinó en el Laboratorio del Departamento de Suelos de la Facultad de Agronomía.

Para determinar pH, conductividad y nutrientes en solución se utilizó el método de Extracto del Medio Saturado (SME), citado por Warncke 1986.

PH: Se midió en pasta saturada en agua, utilizando un pHímetro.

Conductividad: Este análisis se realizó 10 días después de siembra. Se midió en el extracto de la pasta saturada a 25 ° C, utilizando un conductímetro.

Nutrientes en solución:

Nitratos (NO₃):

Solución a analizar: 2 ml de extracto.

Enrase a 50 ml con solución de sulfato de Ca saturada.

Solución estándar: 2, 4 y 6 ml de N-NO₃.

Enrase a 100 ml con solución de sulfato de Ca saturada.

En vaso de Buchner: 20 ml de solución buffer para NO₃

30 ml de cada solución a analizar,

20 ml de solución buffer para NO₃

30 ml de cada solución estándar.

Se determinó el contenido de N-NO₃ por medio de técnicas potenciométricas, con electrodo para N-NO₃, utilizando el aparato Mettler Toledo.

Fósforo asimilable:

Se determinó mediante dos métodos: método para sustrato y método para suelos.

Método para sustrato:

- a- Solución 1: se toman 25 ml de muestra del filtrado de las pastas de saturación y se le adicionan 0,5 ml de HCl (dilución 25,5/25=1,02) (HCl precipitó la materia orgánica permitiendo de este modo eliminar la interferencia que ocurría de medir el fósforo. Este precipitado se eliminó a través del filtrado).
- b- Muestra: de la solución 1 se toman 2 ml y se le agrega 20 ml de solución colorante.
- c- Blanco: tomar 2 ml y adicionar 20 ml de solución colorante.
- d- Solución 2: tomar 2 ml de solución blanco más 20 ml de solución colorante.

Cálculo de fósforo (mg/l) = lectura * dilución 1 (1,02) * dilución 2 (depende de la dilución 1')*200

Dilución 1'= La solución 1 en algunos casos tuvo que ser diluida debido al intenso color azul observado (alto fósforo).

Es determinado por técnicas colorimétricas.

Método para suelo:

Se determinó empleando el método P Bray N° 1.

K, Ca, Mg, Fe, Mn, Cu, Zn:

Fueron determinados por espectrofotometría de absorción atómica.

Capacidad de Intercambio Catiónico.

Para determinar la Capacidad de Intercambio Catiónico se utilizó el método de Saturación con NH_4 . La solución extractiva utilizada fue acetato de amonio 1N a pH 7 (Durán A. et al. 1997).

El contenido de las bases intercambiables K y Na fue determinado por fotometría de llama y el contenido de las bases intercambiables Ca y Mg por absorción atómica.

Materia Orgánica

Se determinó por el método de calcinación (Ansorena M 1994).

Carbono orgánico

El carbono orgánico se determinó por el método Allison. Este método resulta de mayor precisión que su determinación a partir de la materia orgánica.

15.

En este método se emplearon en la digestión, ácido sulfúrico y fosfórico, y el anhídrido carbónico se titula recogiendo en álcali y evaluándolo con ácido, (González Yolanda, 2005 com. pers.).

16.3.4- EVALUACIÓN AGRONÓMICA

3.4.1- Ensayo de emergencia

Este ensayo consistió en estudiar la emergencia de plantines de tomate. Se llevó a cabo la medición de la emergencia y el análisis de germinación en laboratorio de la semilla utilizada, híbrida Empire, tipo semideterminado y del agua de riego.

La emergencia de los plantines se llevó a cabo en la Estación Experimental Centro Regional Sur (C.R.S.) de la Facultad de Agronomía, localizado en Joanicó departamento de Canelones.

La siembra se realizó el 12 de setiembre del año 2001, bajo invernáculo de techo curvo, con aireación lateral y con orientación Norte-Sur. Se utilizaron almáciguas de

espumaplast, de 104 celdas de 50 cm³ cada una, las cuales fueron colocadas sobre mesadas a 80 cm del suelo. La profundidad de siembra se homogeneizó utilizando una herramienta con tacos pequeños, que logró una profundidad de 5 mm. Se colocó una semilla por celda, todos los sustratos se regaron con igual cantidad de agua y posteriormente se cubrieron las almacigueras con tul blanco como medida de protección contra pájaros.

El conteo de plantines emergidos, se realizó a los 12, 13, 15, 16 y 17 días después de siembra (DDS). Este conteo finalizó a los 17 DDS debido a factores climáticos incontrolables (fuerte viento que afectó la estructura del invernáculo). De todas formas se evaluó que el porcentaje de emergencia logrado a tal fecha, en la mayoría de los sustratos, permitía alcanzar el objetivo de este ensayo.

La emergencia fue medida por medio del porcentaje de emergencia y de la tasa de emergencia. La tasa de emergencia se midió a los 50 y 80 por ciento de emergencia. Para obtener ambas variables se utilizaron las siguientes fórmulas:

$$\% E = \frac{n^{\circ} p e}{n^{\circ} s t} * 100$$

% E: porcentaje de emergencia

n° p e: número de plantas emergidas

n° s t: número de semillas totales

$$T E (50 \%) = \frac{n^{\circ} p e (> \text{ó} = a 50 \% E)}{\text{tiempo (días)} (> = a 50 \% E)}$$

T E (50%): Tasa de emergencia al 50 % de plantas emergidas.

Para el cálculo de la TE al 80 %, se utiliza el valor de 80% de emergencia de plantines.

3.4.2- Ensayo de crecimiento

El ensayo de crecimiento consistió en estudiar el crecimiento de plantines de tomate. Con este fin se llevaron a cabo mediciones de la altura y del peso de los plantines, análisis foliar y del agua de riego.

La etapa inicial del plantín, de siembra a repique, transcurrió en la Estación Experimental Centro Regional Sur (C.R.S.) de la Facultad de Agronomía. Luego del repique el ensayo continuó en un invernáculo de un vivero en el barrio Nuevo París, en el departamento de Montevideo.

La semilla de tomate utilizada en el ensayo de crecimiento fue el híbrido Empire, tipo semideterminado. Este ensayo comenzó con el repique de las plántulas a los diferentes sustratos, el 2 de octubre del año 2001 en bandeja de arena, y culminó al alcanzar el plantín el tamaño de trasplante, el 27 de octubre de 2001.

Para este ensayo se sembró bajo invernáculo de techo curvo y con aireación lateral, orientado en sentido Norte – Sur. Se utilizó para la siembra una cama de arena, de 90 cm x 220 cm x 25 cm, el marco de siembra fue de 3 cm entre líneas y 1 cm entre plantas, con una profundidad de aproximadamente 1 cm. Se regó y se cubrió la almaciguera con tul blanco para protección contra pájaros.

A los 19 días después de siembra (DDS) se llenaron bandejas de espumaplast de 104 celdas, de 50 cm³ por celda con cada sustrato y los plantines fueron repicados en ellas. Por factores climáticos incontrolables, que afectaron la estructura del invernáculo, se debieron trasladar las bandejas al invernáculo ubicado en el departamento de Montevideo, el cual presentaba techo a dos aguas, ventilación lateral y estaba orientado en sentido Norte – Sur.

Los plantines en cada sustrato fueron tratados sin y con fertilización. La fertilización consistió en la aplicación de aminon suelo (cuadro 3.3) a los 28, 35 y 42 DDS para lo cual se utilizó una regadera. La concentración empleada fue de 10 cm³ por litro y la dosis de 10 cm³ por bandeja.

La humedad ambiental y la temperatura fueron controladas en ambos invernáculos mediante el manejo manual diario de las cortinas. La temperatura también se controló colocando un sombrite de malla negra, sobre el techo del invernáculo, en las horas de mayor temperatura.

El riego de los plantines fue aplicado utilizando una regadera, con una frecuencia generalmente diaria, tomando como criterio la observación del estado hídrico del sustrato.

Para evaluar el crecimiento del plantín se tomaron registros a 25, 32, 40, y 45 DDS, y se obtuvieron en cada tratamiento y fecha, las siguientes variables: *altura de plantín* (ALT); *peso fresco aéreo y de raíz*, (PFA y PFR); *peso seco aéreo y de raíz*, (PSA y PSR).

En base a las variables medidas se calculó el *peso total, fresco y seco* (PFT, PST), y las siguientes relaciones: *peso fresco aéreo / peso fresco raíz* (PFA/PFR), *peso seco aéreo / peso fresco aéreo* (PSA/PFA).

Para obtener la variable altura se midieron 12 plantines centrales en cada tratamiento, por repetición, desde el cuello hasta el ápice de la planta, con una regla milimetrada.

Para obtener la variable peso se tomó una muestra de 5 plantas por tratamiento, por repetición. Al extraer la muestra se tuvo en cuenta descartar las plantas afectadas por el efecto borde. Cada planta se cortó en el cuello midiéndose el peso de la parte aérea (PFA) y el de la raíz (PFR). Una vez pesadas, estas muestras fueron secadas en estufa a 60 ° C donde permanecieron 24 horas, y se midió su peso obteniéndose de esta forma el PSA y el PSR. Las medidas se realizaron con una balanza de precisión de 0,01 g.

Cuadro N° 3.3
Composición química del fertilizante Aminon suelo.

Componentes	%
Aminoácidos	9
Nitrogeno orgánico	5
Óxido de potasio	1
Calcio	0,05
Magnesio	0,08
Materia orgánica	30

Fuente: Mori C. (2001).

17.3.5- ANALISIS DE SEMILLA

El análisis de la semilla utilizada en los ensayos se realizó en el Instituto Nacional de Semillas (INASE).

Consistió en germinar las semillas sobre un papel toalla, previamente testado, descartando la presencia de patógenos y sustancias inhibidoras de la germinación.

Las semillas, fueron expuestas a períodos alternantes de luz y temperatura, permaneciendo 8 horas con luz a 30 °C y 16 horas en oscuridad a 20 °C. A los 5 días se realizó el 1^{er} conteo y el resultado final de porcentaje de germinación, se obtuvo del 2^{do} conteo, a los 14 días.

Se midió: vigor germinativo, porcentaje de germinación, semillas duras, semillas frescas, gérmenes anormales y semillas muertas.

18.3.6- ANALISIS FOLIAR

Se realizó en la Estación Experimental INIA, “Las Brujas”, en el laboratorio de análisis de tejidos vegetales.

Los plantines se analizaron una vez finalizado el ensayo de crecimiento.

Las técnicas que se utilizaron en la extracción de los nutrientes de los tejidos vegetales se mencionan a continuación:

Nitrógeno:

Digestión:

- 0,2 gr muestra seca (a 380 °C).
- 30 ml de H₂SO₄ puro (comercial).
- 1,1 gr de catalizador: - 1 gr K₂SO₄
- 0,1 gr CuSO₄

Destilación:

- 20 ml de H₂
- 30 ml NaOH (comercial 50%).
- recoger en 10 ml de ácido bórico.

Reactivos:

- Bórico. 160 gr a 5 litros de agua caliente.
- 5 ml/l de solución colorante: - 0,5 gr de verde bromocresol.
- 0,1 gr de rojo metilo.
- 100 ml de etanol 95 %.
- sulfúrico de titulación.
- titulación: 0,05 Na₂CO₃.
- 46 ml agua.
- 1 gota de metil orange.

$$\%N = \frac{\text{gasto} - \text{Pb} (\text{Normalidad} * \text{ft} * 14007)}{\text{Pmg}}$$

Pb: prueba en blanco

ft: factor titulador

Pmg: peso muestra (gr)

Macro y Microelementos

- 1 gr de muestra seca.
- Calcinación a 500 °C durante 5 horas en mufla.
- Dilución con 5 ml de HCl al 20 %.

- Llevar a 50 ml con agua destilada. Agitar.
- Filtrar.
- Directamente de la dilución se miden en espectrofotómetro de absorción atómica: **Fe, Zn, Mn y Cu.**

K, Ca y Mg: - 1 ml de dilución.
- 2.5 ml de SrCl₂ (20000 ppm de Sr). Llevar a 100 ml.

Fósforo: - 5 ml de dilución.
- 7 ml de solución de vanadato.
- llevar a 50 ml.
- lectura en espectrofotómetro (estable por 3 hs).
- *Reactivos:* - Cloruro de Estroncio: 20 gr. SrCl₂ para llevar a 1000 ml.
- Solución de vanadato.

Boro:

1-Método de ajuste de reactivos:

Se colocan 0,5 gr de reactivo granular en un recipiente de níquel de 50 ml y se calcina a 500 ° C por 20 minutos. Luego de que enfría se agrega mientras se va mezclando, 20 ml de agua destilada y 5 ml de 0,1 N HCl.

2-Reactivos:

- CURCUMINA. Se mezclan 0,04 gr. de curcumina, 5 gr de ácido oxálico con 100 ml de alcohol al 95 %.
- ALCOHOL al 95 %. Se agregan 5 ml de agua destilada de etanol.
- HCl 0,1 N. A aproximadamente 9 ml de HCl se agrega agua destilada hasta obtener un litro.
- BORO ESTÁNDAR. Se disuelve ácido bórico en agua destilada hasta obtener un litro. En 1 ml de esta solución estará contenido 0,5 mg de boro (500 ppm). Se diluye en 1 litro 20 ml de esta solución por lo que un ml contendrá 0,01 mg (10 ppm). Se coloca en un Erlenmeyer de 100 ml, volumen de 0, 5, 4, 6, 8, 10 ml. Se obtendrán pues soluciones de 0, 0,2, 0,4, 0,6, 0,8 y 1,0 ppm respectivamente.

3-Procedimiento:

Luego de haber mezclado la ceniza que ha sido disuelta en el recipiente de níquel, se toma un mililitro de la parte superior de la solución una vez que decantó, y se la introduce en un vaso de vidrio. Después de agregar 4 ml de curcumina, se evapora y se seca a baño María de 55 +/- 3 °C. Se precisan normalmente más de 2 horas. Después de

enfriado se agregan 20 ml de alcohol al 95 %. Se filtran con papel Toyo N° 6. Se lleva a cabo una comparación de colores con el espectrofotómetro a 540 milímetros. Una vez llevada a cabo la evaporación y el secado, es disuelto en alcohol, en menos de 2 horas se podrá llevar a cabo la comparación de colores.

4-Método de cálculo:

REACTIVO: 0,5 gr en el caso de 20 ml de solución :

ppm de boro dentro del reactivo * 40 = boro dentro de la hoja.

19.3.7- ANALISIS DE AGUA

El agua utilizada en el riego de los ensayos de emergencia y crecimiento fue analizada en la División Suelos y Aguas del Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca.

Para el ensayo de emergencia y la etapa inicial del crecimiento se utilizó agua proveniente de un tajamar de la Estación Experimental Regional Sur de la Facultad de Agronomía. Para el ensayo de crecimiento a partir del repique, el agua de riego se extrajo de un pozo semisurgente, ubicado en el vivero que se desarrollaba el ensayo, en la zona de Nuevo París, de 17 metros de profundidad, recubierto de ladrillo y con más de 50 años de construcción.

En este análisis se midió la conductividad, sólidos disueltos totales (SDT), pH, cationes, alcalinidad total, cloruros, para lo que se emplearon las siguientes técnicas:

Conductividad: se midió con conductivímetro, a 25 °C.

Sólidos Disueltos Totales, se midieron a 105°C.

pH: se midió con pHímetro.

Cationes: determinados por espectrofotometría de absorción (calcio y magnesio) y emisión atómica (potasio y sodio).

Alcalinidad y cloruro: se leyó a través de un titulador digital Mettler DL70 ES

20.

21.3.8- REGISTRO DE TEMPERATURAS

Se registró la temperatura ambiente dentro del invernáculo a la altura de las almacigueras, con un termómetro electrónico HOBO H8.

Se registraron las temperaturas diarias a las 12 horas, durante el período del ensayo de emergencia, desde el 12/09/2001 hasta el 29/09/2001, y durante el período en que transcurre el ensayo de crecimiento, desde el 2/10/2001 hasta el 27/10/2001.

4- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

22.4.1- CARACTERIZACIÓN DE LOS SUSTRATOS

4.1.1- Caracterización física

Generalmente suele darse más importancia a las propiedades físicas de los sustratos, ya que una vez seleccionada una mezcla como medio de cultivo, apenas puede modificarse su estructura física, a diferencia de su composición química que puede ser alterada durante el desarrollo de la planta, mediante el riego y el abonado (Ansorena M. 1994).

4.1.1.1- Granulometría

En el análisis de granulometría los tamaños de orificio de la malla de los tamices utilizados fueron: 0,125, 0,25 y 0,5 mm. Al observar los resultados de este análisis, se aprecia, que la mayoría de los sustratos presentan la mayor proporción del tamaño de partícula mayor a 0,5 mm. Para poder identificar qué proporción de tamaños de partículas mayor a 0,5 mm existen en los sustratos, hubiera sido necesario emplear tamices de tamaño de 1 mm y 2 mm además de los tamices utilizados. Ansorena M. (1994), recomienda para una mezcla, centrar el estudio en la fracción menor a 1 mm, empleando los tamices de 0,1; 0,25 y 0,50 mm. De acuerdo a Burés (1999^a), citado por Mori (2001), la granulometría para sustratos se determina con una serie de tamices de tamaño 0,125; 0,25; 0,5; 1; 2; 4; 8; 16 mm.

En el cuadro 4.1 se presentan los resultados obtenidos en el análisis granulométrico para los sustratos IMM, Britos, C. Valdense, Agroplus y Torres.

Cuadro N° 4.1
Granulometría de los sustratos.

Tamaño de partícula	Composición granulométrica (%)				
	Sustratos				
	IMM	C. Valdense	Agroplus	Britos	Torres
> a 0,5 mm	73,46	63,53	34,98	93,14	68,66
0,25 a 0,5 mm	13,09	16,51	21,39	2,87	12,79
0,125 a 0,25 mm	6,35	11,75	21,39	1,15	7,98
< a 0,125 mm	7,1	7,23	22,24	2,84	10,57

Los sustratos evaluados presentan la mayor proporción de partículas con tamaño mayor a 0.5 mm. Este resultado coincide con Rustjarvi (1983), citado por Abad (1995), citado por Mori (2001), quien menciona que el mejor sustrato es aquel cuyo tamaño de partícula se encuentra en el rango de 0,25 - 2,5 mm.

Abad (1995) citado por Mori (2001), observó que en materiales de textura gruesa con tamaño de partícula superior a 0.9 mm, con poros grandes, superiores a 100 μm , niveles bajos en retención de agua pero altos en capacidad de aire. Por otro lado, los materiales finos, con partículas de 0.25 mm y tamaño de poros inferior de 30 μm , retienen grandes cantidades de agua difícilmente disponible y están mal aireados.

Considerando la fracción mayor a 0,5 mm, el sustrato Britos presenta una composición de 93 % mientras que Torres presentó 69 % y C. Valdense 64 %.

El sustrato Britos presenta el mayor porcentaje de agregados con partículas mayores a 0,5 mm. Teniendo presente la observación visual y los resultados obtenidos del análisis de la dinámica del agua, (los cuales presentan altos valores de microporosidad y de retención de agua), se deduce que este sustrato no supera mucho más los 0.5 mm. Mientras que en los sustratos C. Valdense y Torres se percibió mediante la observación visual la presencia de agregados o partículas grandes, mayores a 0,5 mm. Esta observación se reafirma con los altos valores de macroporosidad, comprobándose que en la fracción mayor a 0,5 mm el tamaño de partícula supera ampliamente el del sustrato Britos.

Los datos obtenidos del análisis granulométrico hecho al sustrato de la IMM, resultaron similares a los del sustrato Torres. Sin embargo, los resultados del análisis físico muestran que el sustrato IMM presenta mayor relación agua:aire. Por esta razón se infiere que este sustrato presenta distinta distribución granulométrica y menor tamaño de partícula en la fracción mayor a 0,5 mm que el sustrato Torres.

Para demostrar esta distinta distribución del tamaño de partícula en la fracción mayor a 0,5 mm, hubiera sido necesario utilizar tamices de tamaño mayor a 0,5 mm.

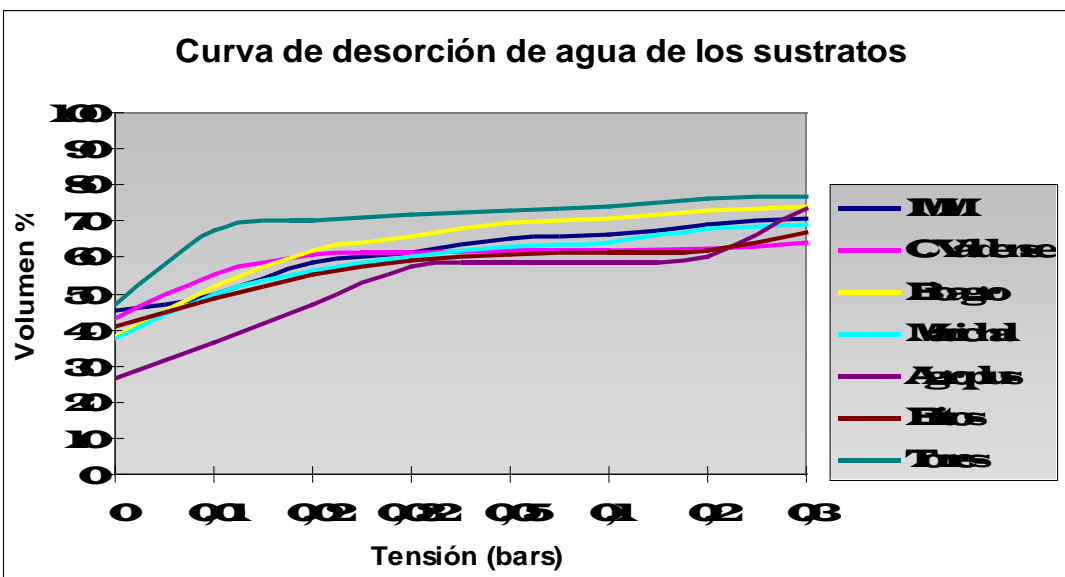
El sustrato Agropplus presenta distribución uniforme del tamaño de agregados y partícula, y presenta el porcentaje más alto de partículas menores a 0,5 mm (65%). Basándose en lo mencionado por Chen et al. (1988) quien clasifica a sustratos con partículas menores a 0,84 mm en grado textural fino, el sustrato presenta un grado textural cercano a fino.

A los sustratos Bioagro y Marichal no se les realizó el análisis granulométrico. Basándonos en su observación y en los resultados del análisis físico, podemos afirmar que entre ellos presentan granulometría similar. Al considerar las relaciones agua:aire se deduce que sus granulometrías son próximas a finas aunque no llegan a ser como las de los sustratos IMM y Britos.

4.1.1.2- Dinámica agua:aire de los sustratos.

En el gráfico 4.1, se muestran las curvas de liberación de agua, en las que se aprecia cómo varía la proporción agua:aire en cada sustrato a medida que se aplican tensiones en forma creciente desde 0.0 hasta 0.3 bars simulando la succión de la planta en contenedor (anexo 1). Se empleó la tensión hasta 0,3 bars, puesto que Martínez (1988); citado por Guelvenzu R. (2001); afirma que la planta de tomate crece hasta esta tensión sin ser afectado su crecimiento vegetativo.

Gráfica N° 4.1



En el gráfico 4.1 se aprecian a bajas tensiones (desde 0,0 a 0,03 bars), las mayores pendientes de las curvas, lo cual indica rápida liberación del agua. Cuando aumentan las tensiones de succión (desde 0,03 hasta 0,3 bars), las curvas disminuyen sensiblemente las pendientes, lo que indica que aumentos en los valores de tensión mayores a 0,3 bars logran escasa extracción de agua del sustrato.

También se constata que la mayoría de los sustratos presentan un comportamiento similar, excepto los sustratos Agroplus y Torres.

La curva de desorción de agua del sustrato Agroplus, muestra que el sustrato desde 0,0 bars (saturación con agua), hasta 0,03 bars, tiene mayor contenido de agua que el resto de los sustratos y que esta agua es liberada a bajas tensiones (desde 0,0 a 0,03 bars), como lo expresa la pendiente de la curva. Esto se atribuye a uno de los componentes básicos del sustrato, la cáscara de arroz carbonizada, la cual tiene la propiedad de liberar gran cantidad de agua a bajas tensiones. Según Kämpf A.N. et al. (1991), la pérdida inicial de agua bajo condiciones naturales es alrededor de 75 % en la cáscara de arroz, 24 % en arena y 29 % en turba. A partir de la tensión 0,03 bar el contenido de agua del sustrato se mantiene constante, hasta 0,2 bar de tensión, luego presenta una alta liberación de agua hasta 0,3 bar.

El sustrato Torres mantuvo la menor liberación de agua a todas las tensiones aplicadas. La mayor liberación de agua ocurre entre las tensiones 0,0 a 0,01 bars, lo que se manifiesta al presentar la mayor pendiente de las curvas. El bajo contenido de agua que presenta el sustrato se comprueba en la muy baja relación porosidad del agua:porosidad del aire que posee; a la vez que presenta la mayor macroporosidad de los sustratos. Esta característica física, impide que el agua sea retenida, a la vez que ocurre alto drenaje del agua aplicada con el riego (cuadro 4.2).

En el siguiente cuadro se presentan los resultados físicos, resultantes de los análisis físicos realizados a los sustratos, mostrando las diferencias estadísticas entre ellos.

Cuadro N° 4.2
Dinámica del agua y aire de los sustratos.

SUST.	Da	Dr	POR	PAI	PA	AD	AFD	AR	PA:PAI
	g/cc		% volumen						
IMM	0.49 b	1.08 b	54.6 b	4.3 d	50.3 b	21.2 b	15.5 b	5.68 b	11.7
C. Vald.	0.37 c	0.86 c	56.6 b	11.6 bc	45 b	8.95 c	6.6 cd	2.3 d	3.85
Bioagro	0.34 c	0.90 bc	61.8 b	13.9 b	47.9 b	21.8 b	17.3 ab	4.53 bc	3.44
Marichal	0.15 d	0.42 e	62.7 b	12.3 bc	50.4 b	19.2 b	13.6 b	5.58 bc	4.1
Agroplus	0.16 d	0.61 de	73.6 a	10.2 bcd	63.4 a	36.8 a	22.1 a	14.7 a	6.2
Britos	0.61 a	1.50 a	59.1 b	7.5 cd	51.5 b	18.2 b	12.3 bc	5.88 b	7.67
Torres	0.35 c	0.76 cd	53.2 b	20.5 a	32.7 c	9.6 c	5.7 d	3.8 cd	1.59
Sust. óptimo	0.05-0.3 ₁	0.4-1.0 ₂	>85 ₃	10-30 ₁	50- 70 ₁	40-50 ₂	20-30 ₁	4-10 ₃	3

Valores con la misma letra no son significativamente diferentes con una $p > 0.05$.

₁ Raviv M. et al. (1986); ₂ Backes M. A. et al. (1988); ₃ Ansorena M. (1994).

Da: Densidad aparente; Dr: Densidad real; POR: Porosidad total; PAI: Porosidad del aire; PA: Porosidad del agua; AD: Agua disponible; AFD: Agua fácilmente disponible; AR: Agua de reserva; PA/PAI: relación porosidad del agua/porosidad del aire.

Los resultados del análisis físico presentados en el cuadro 4.2, muestran que a excepción de los sustratos Marichal y Agroplus, la mayoría presenta valores de densidad aparente (D_a) superiores al rango óptimo sugerido por Raviv et al. (1986), 0,05-0,3 g/cc. Los valores de densidad real (D_r), en la mayoría de los sustratos se encuentran dentro del rango óptimo sugerido por M. A. Backes et al. (1988), 0,4-1,0 g/cc, los sustratos IMM y Britos se encuentran por encima de este rango. Estos valores encontrados en densidad real y densidad aparente están indicando baja porosidad total, lo que se confirma en los resultados de los análisis.

Los sustratos presentaron baja porosidad total (POR) respecto a la porosidad óptima, la cual se ubica por encima de 85 % según Ansorena M. (1994). Los valores de porosidad del aire (PAI), resultaron muy variables, aunque la mayoría está en el rango de referencia ideal, 10-30 %, según Raviv M., et al. (1986). La mayoría de los sustratos se encuentran en el rango óptimo de porosidad de agua (PA) entre el 50 al 70 %, según Raviv M. et al. (1986).

En los suelos sucede que las variaciones en densidad aparente están fundamentalmente explicadas por variaciones en la porosidad total, (ya que la densidad real en suelos no presenta grandes variaciones). Al analizar este conjunto de sustratos elaborados con diferentes materiales de composición, a diferencia de los suelos, sucede que encontramos un amplio rango de valores de densidad real.

Se observó que algunos sustratos presentaban una estructura similar a suelos y podían ser caracterizados como “pesados”, mostrando altas densidades aparente y real, y baja porosidad total. Mientras que otros sustratos considerados “livianos”, mostraron bajas densidades aparente y real, pero no necesariamente alta porosidad total. Este último caso se presenta en el sustrato Torres, el que logra una baja densidad aparente pese a su baja porosidad total, debido a la muy baja densidad real que posee su material de composición. Se sugiere entonces, que en los sustratos existe una mayor relación de la densidad aparente con la densidad real, que con la porosidad total. Por lo que en los sustratos podríamos suponer una mayor variación de la masa, que del volumen de poros, al compararlos con los suelos.

Para corroborar lo observado se realizó el cálculo de los coeficientes de correlación entre los parámetros, D_r , D_a y POR. Analizando estos datos se puede observar una mayor relación entre densidad aparente y densidad real que entre densidad aparente y porosidad total.

A continuación se presentan los coeficientes de correlación entre estos parámetros, confirmando la observación anterior.

Cuadro N° 4.3

Correlación entre densidad aparente, densidad real y porosidad total.

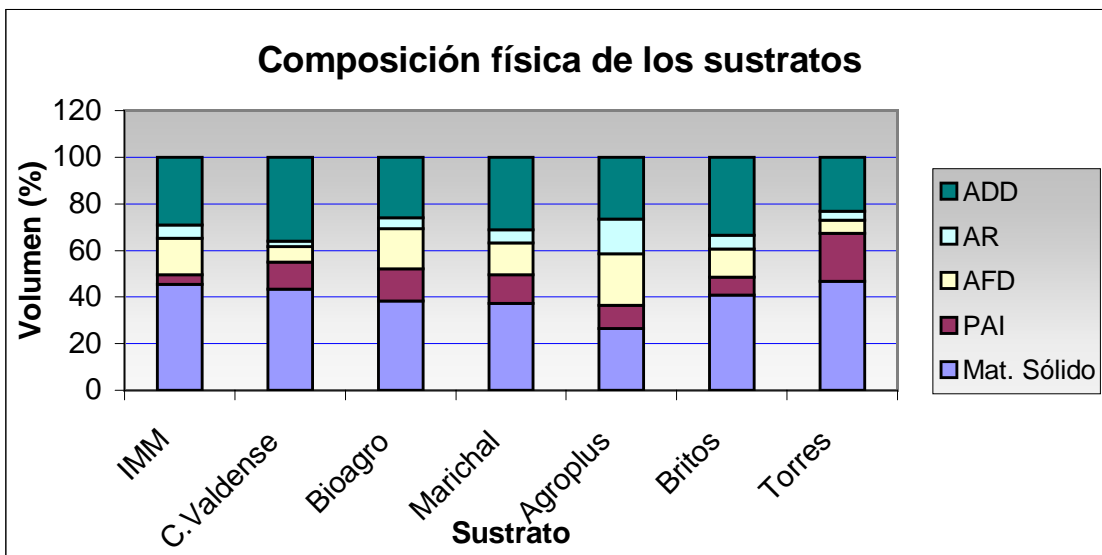
Parámetros	Coefficiente de Correlación
Da; Dr	0.95
Da ; POR	-0.52

El porcentaje de agua disponible (AD) obtenido en todos los sustratos fue inferior al valor mínimo de referencia (40% en volumen), según Backes M.A. et al. (1988). Estos sustratos presentan valores de AD próximos al óptimo de un suelo (27,1 %), según el mismo autor; y no al de un sustrato. Los valores de agua fácilmente disponible (AFD) fueron bajos y fuera del rango de valores tomados como referencia (20-30%); sugerido por Raviv M. et al. (1986). Con respecto al agua de reserva (AR), la mayoría de los sustratos presentaron valores dentro del rango ideal (4-10%), según Ansorena M. (1994).

Los valores obtenidos en porosidad del agua y porosidad del aire en los sustratos C. Valdense, Bioagro y Marichal determinan una relación agua:aire cercana al valor óptimo 3. Este valor es calculado a partir de los datos óptimos citados por Raviv M. et al. (1986), para porosidad del agua (50 a 70 %) y porosidad del aire (10 a 30 %).

A continuación se presenta el gráfico de composición física de los sustratos. El contenido de agua difícilmente disponible (ADD) , se calculó restando al volumen de porosidad del agua el volumen de agua disponible (de 10 a 300 cm de c.a.). El volumen de material sólido se calculó restando al volumen de la muestra, la porosidad total.

Gráfico N° 4.2



Mediante la observación visual se percibió que los sustratos de la IMM y Britos presentaban una textura pesada, y alto contenido de material mineral. La presencia de este material puede deberse al arrastre de suelo en el momento de la elaboración y recolección del compost, esto explica que presenten los mayores valores de densidad aparente y densidad real (cuadro 4.2.). Según Raviv M. et al. (1986), la densidad aparente para suelo se encuentra entre 1,1-1,7 g/cm³; y Backes et al. (1988), sugiere valores para suelo de densidad real de 1,52 g/cm³. Los altos contenidos en material mineral determinan valores adecuados en porosidad del agua y los menores valores de porosidad del aire en estos sustratos, presentando alta relación PA:PAI (cuadro 4.2 y gráfico 4.2).

En los sustratos Agroplus y Marichal el valor de densidad aparente se observó dentro del rango de referencia, debido a que en estos sustratos se obtuvieron valores de densidad real más bajos y valores de porosidad total más altos (cuadro 4.2.). El sustrato Agroplus presenta el valor más alto de agua disponible, esto está relacionado con su composición con cáscara de arroz carbonizada, la cual retiene 53,9% de agua disponible según Backes M.A. et al. (1988). Los demás valores de los parámetros físicos del sustrato Agroplus se explican por presentar turba en su composición (cuadro y gráfico 4.2); Backes M. A. et al. (1988), sugieren para turba los siguientes valores: densidad aparente 0,08-0,2 g/cm³; porosidad total 69,9 %; porosidad del aire 8-6 % y porosidad del agua 53,4 %.

El sustrato Torres presentó valores de densidad aparente y real dentro del rango óptimo y al compararlo a los restantes sustratos presentó valores intermedios y bajos, respectivamente. Presenta baja porosidad total, la mayor porosidad del aire, y la menor porosidad del agua, y en consecuencia el valor más bajo de agua disponible, agua fácilmente disponible y agua de reserva (cuadro y gráfico 4.2). Este comportamiento se explica por su composición con materiales gruesos, poco descompuestos, principalmente cáscara de arroz.

4.1.2- Caracterización química

A continuación se estudiarán los sustratos basándose en los resultados de los análisis químicos.

4.1.2.1- Materia orgánica

En el siguiente cuadro y gráfico se presentan los resultados de los análisis de contenidos de carbono orgánico, materia orgánica de los sustratos y su grado de descomposición.

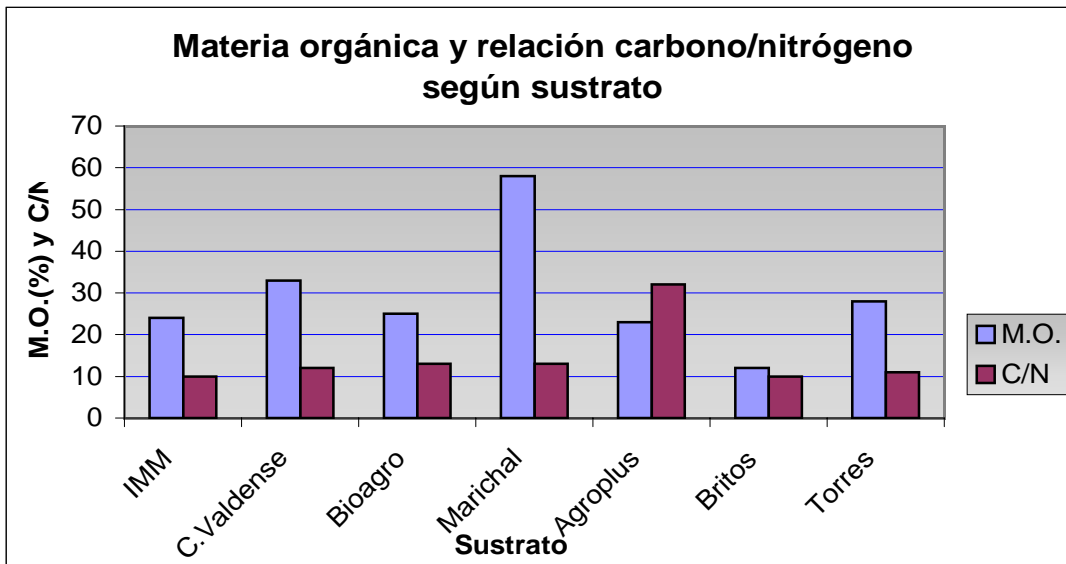
Cuadro N° 4.4

Análisis de los contenidos de materia orgánica, carbono orgánico y relación Carbono/Nitrógeno de los sustratos.

Sustrato	MO (%)	C orgánico	C/N
IMM	24	11	10
C. Valdense	33	17	12
Bioagro	25	11	13
Marichal	58	27	13
Agroplus	23	14	32
Britos	12	5	10
Torres	28	13	11
Referencia	19,6 ₁		13-17 ₂

Fuente: ₁Backes M. A. et al. (1988); ₂ Verdonck O. (1998).

Gráfico N° 4.3



La mayoría de los sustratos superan el valor de referencia de materia orgánica 19,6 %, (Backes M. A. et al., 1988).

El sustrato Marichal presenta el mayor porcentaje de materia orgánica 58%, superando ampliamente a los demás.

El sustrato Britos posee el contenido más bajo de materia orgánica, este bajo contenido podría ser causante de su alta relación porosidad del agua /porosidad del aire (cuadro 4.2), considerando lo ya citado por Verdonck O. (1998), que la materia orgánica mejora la estructura y la relación agua:aire en los suelos.

La relación C/N de la mayoría de los sustratos se encuentra próxima al rango de referencia de 13 a 17 (Verdonck O., 1998) (cuadro 4.4). Estos valores indican que la materia orgánica en los sustratos se encuentra en forma estable.

La alta relación C/N que presenta el sustrato Agroplus es explicada por su composición con cáscara de arroz carbonizada, la cual es pobre en nitrógeno; de acuerdo con Backes M. A., et al. (1988), la cáscara de arroz carbonizada es especialmente pobre en nitrógeno, posee 0,3 mg/l.

4.1.2.2- Capacidad de Intercambio Catiónico

En el cuadro 4.5, se presentan los resultados de los análisis químicos efectuados a los sustratos, en los cuales se obtuvo la capacidad de intercambio catiónico, y el contenido de bases intercambiables de los mismos.

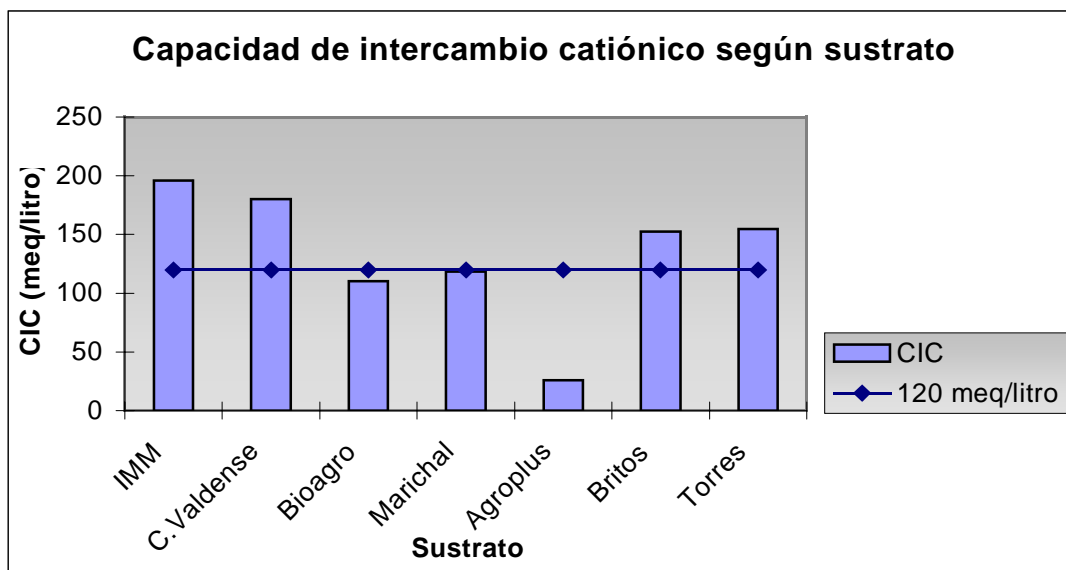
Cuadro N° 4.5

Bases intercambiables y Capacidad de Intercambio Catiónico según sustrato.

Sustrato	Bases meq/100gr				CIC meq/l
	Na	K	Ca	Mg	
IMM	0.3	1.06	4.2	1.09	195,8
C. Valdense	0.49	2.2	7.4	2.13	180
Bioagro	0.57	0.49	2.8	1.32	110,16
Marichal	0.66	0.64	6.3	3.18	118,2
Agroplus	0.26	0.33	1.5	0.49	26
Britos	0.23	0.43	2.3	0.62	152,5
Torres	0.23	0.87	6.9	2.78	154,7
Sustrato óptimo					> 120 ₁

₁ Backes M. A. et al. (1988).

Gráfico N° 4.4



La mayoría de los sustratos a excepción del Agroplus, poseen valores próximos o mayor al óptimo, 120 meq/l según Backes M. A. et al. (1988), por lo que la capacidad de intercambio catiónico no estaría limitando el crecimiento en estos sustratos.

En los sustratos IMM, C. Valdense y Britos sus altos valores de CIC se debieron a su granulometría fina y por presentar materiales con alta CIC; arcilla y materia orgánica altamente descompuesta. Los sustratos IMM y C. Valdense son compost de residuos urbanos, los cuales presentan altos valores de CIC. Backes A. et al. (1991) citan la capacidad de intercambio catiónico como característica positiva de los compost de residuos urbanos.

El sustrato Agroplus presenta un valor de CIC muy por debajo al valor de referencia, lo que puede explicarse por estar compuesto con cáscara de arroz carbonizada, la cual presenta baja CIC. Según Backes M. A. et al. (1988), la cáscara de arroz carbonizada tiene una CIC de 55 meq/litro.

4.1.2.3- Macronutrientes

En el cuadro 4.6 se presentan los resultados obtenidos en los análisis químicos de los elementos en solución y el valor de pH para cada sustrato.

Cuadro N° 4.6

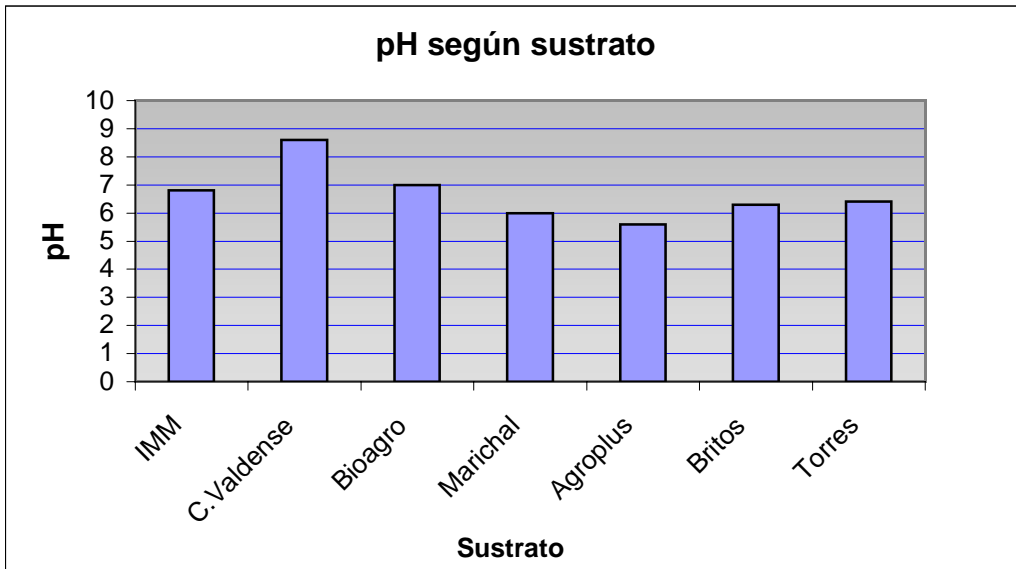
Contenido de macronutrientes y pH de los sustratos.

Sustrato	pH	N-NO₃	P	K	Ca	Mg
		mg/litro				
IMM	6.8	1150	8	2760	891	390
C. Valdense	8.6	155	65	3040	276	113
Bioagro	7	11	7	182	140	105
Marichal	6	84	204	800	316	250
Agroplus	5.6	59.5	295.88	322	137	55
Britos	6.3	2123	23	560	2010	630
Torres	6.4	487	103	1360	803	670
Rango óptimo ₁	5.5-6.5	70-250	75-150	250-400	>600	200-350

₁ Verdonck O. (1998) (rango de valores óptimos en un sustrato para tomate).

El pH al ser medido en agua refleja el valor real de pH presente en el sustrato durante el crecimiento de la planta. El valor de pH fuera del rango óptimo influye de forma negativa en la asimilación de los nutrientes. Por esta razón es importante analizar en forma conjunta el contenido de nutrientes disponibles, con el valor de pH.

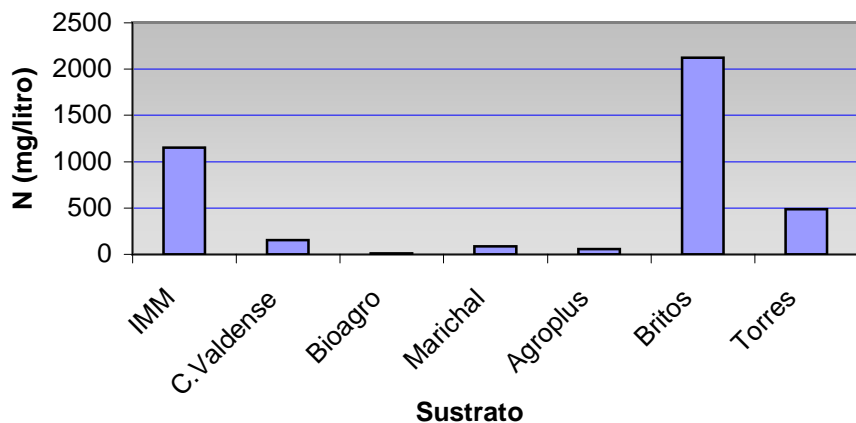
Gráfico N° 4.5



La mayoría de los sustratos están dentro del rango óptimo de pH de un sustrato para tomate, 5,5 - 6,5, según Verdonck O. (1998). Los sustratos IMM, C. Valdense, y Bioagro presentan un valor de pH por encima del rango óptimo, lo que podría estar influyendo en la absorción de los nutrientes y reduciendo la tasa de crecimiento y el desarrollo de la planta, especialmente en el sustrato C. Valdense que presenta un pH alcalino (cuadro 4.6 y gráfico 4.5). Esto podría deberse a su composición con residuos urbanos que presentan como característica negativa alto valor de pH considerando lo citado por Backes M. A. et al. (1991).

Gráfico N° 4.6

Contenido de Nitrógeno según sustrato



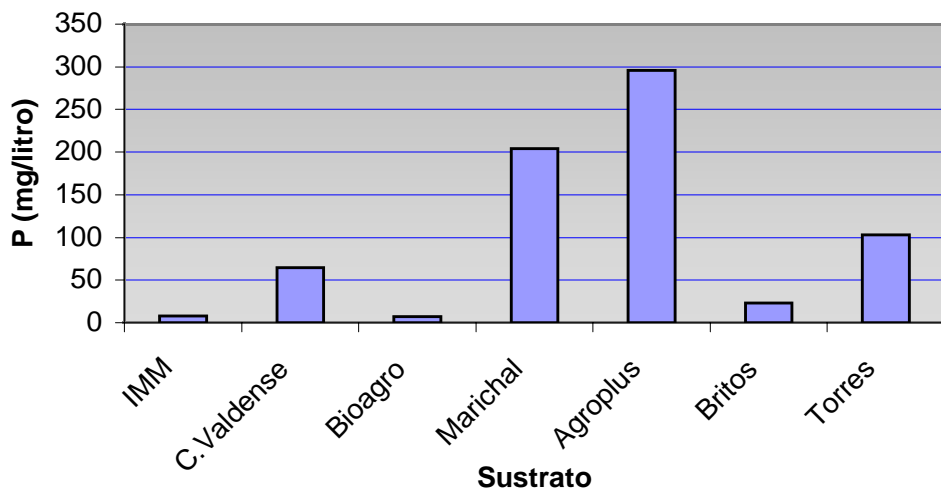
En el cuadro 4.6 y gráfico 4.6 se aprecian claramente amplias diferencias en los contenidos de nitrógeno entre los sustratos. Sólo los sustratos C. Valdense y Marichal se encuentran dentro del rango óptimo de referencia (70-250 mg/l) según Verdonck O. (1998).

Los sustratos Bioagro y Agroplus presentaron deficiencias en nitrógeno (cuadro 4.6.). El sustrato Bioagro, a pesar de tener en su composición contenido ruminal, el bajo nivel de nitrógeno se debe posiblemente a prácticas no adecuadas en su proceso de elaboración, en el que el nitrógeno es lavado de éste una vez descompuesta la materia orgánica. En el sustrato Agroplus, la deficiencia de nitrógeno se explica por su composición con cáscara de arroz carbonizada, la cual tiene bajo contenido de nitrógeno.

Los sustratos IMM, Britos y Torres superan el nivel óptimo de nitrógeno, lo que coincide con sus materiales de composición. El sustrato IMM está compuesto, en su mayoría, por residuos urbanos, los que presentan alto contenido de nitrógeno. Rajj et al. (1997), citado por de Melo W. J, et al. (2000) y Backes M. A. et al. (1988), citan altos contenidos de nitrógeno en residuos urbanos (10000 ppm. y 7530 ppm, respectivamente). Los sustratos Britos y Torres presentan en su composición estiércol, el cual también tiene alto contenido de nitrógeno. Según García M. (2000), el estiércol de ave tiene 1,5 a 2,5 % de nitrógeno en la materia seca (con cáscara de arroz o puro respectivamente). En el caso de los sustratos IMM y Britos, donde el contenido en nitrógeno es muy superior al del sustrato Torres, también contienen arcilla la que actúa en la retención del nitrógeno evitando su pérdida.

Gráfico N° 4.7

Contenido de Fósforo según sustrato



Los resultados presentados en el cuadro 4.6 muestran que el sustrato Torres es el único que presenta un contenido de fósforo dentro del rango de valores óptimos (75-150 mg/l) que cita Verdonck O. (1998). Los sustratos Marichal y Agroplus poseen contenido de fósforo por encima y los sustratos IMM, C. Valdense, Bioagro y Britos por debajo de este rango. Además de la composición de los materiales la disponibilidad de fósforo es influida por el valor de pH.

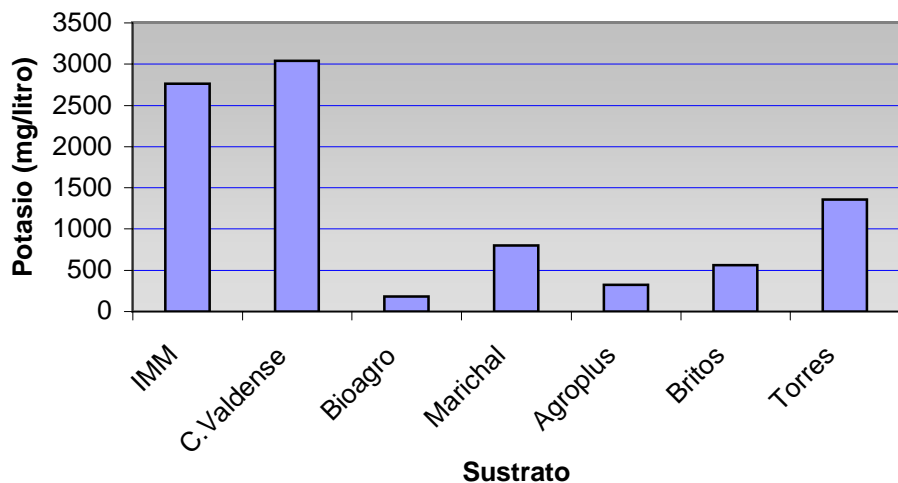
El sustrato Torres con óptimo contenido de fósforo, presenta en su composición cama de pollo (estiércol de ave y cáscara de arroz). El estiércol de ave y la cáscara de arroz son materiales ricos en fósforo, el estiércol de ave posee una concentración de fósforo de 1,8 % en la materia seca (García M., 1999), y la cáscara de arroz carbonizada 110 mg/litro, (Backes M. A. et al., 1988). Según Raij et al. (1997) citado por de Melo W.J., et al. (2000), el estiércol de gallina contiene 18000 ppm.

Los sustratos que presentan alto nivel de fósforo son Marichal y Agroplus (gráfico 4.7), están compuestos por cama de pollo (cáscara de arroz y estiércol de ave) y cáscara de arroz carbonizada, respectivamente. Estos materiales presentan alto contenido de fósforo, como se hizo referencia al analizar el sustrato Torres. Además de su composición, otro factor que contribuyó a que estos sustratos presentaran altos contenidos de fósforo disponible, fue el valor de pH, que no superó el valor 6 (cuadro 4.6). Según Ballester (1992), valores de pH superiores a 6 producen problemas en la disponibilidad de fósforo.

Los sustratos IMM, C. Valdense, Bioagro y Britos presentan contenido de fósforo disponible por debajo del rango óptimo. El factor que puede estar afectando su baja disponibilidad es el valor de pH superior a 6 (cuadro 4.6). IMM y C. Valdense son compost de residuos urbanos. Backes et al. (1988) establece un alto valor de fósforo disponible (4580 mg/l) para estos tipos de compost. La falta de concordancia puede deberse a los altos valores de pH encontrados en este trabajo.

Gráfico N° 4.8

Contenido de Potasio según sustrato



Teniendo en cuenta como referencia el rango óptimo de potasio citado por Verdonck O. (1998), el sustrato Agroplus es el único que se encuentra dentro del rango (250-400 mg/l) (cuadro 4.6). La mayoría de los sustratos presentan niveles de potasio por encima del óptimo y Bioagro presenta valores inferiores a este rango.

El nivel óptimo de potasio en el sustrato Agroplus puede explicarse al estar compuesto con cáscara de arroz carbonizada y turba. La cáscara de arroz carbonizada tiene niveles de potasio por encima del óptimo, según Kämpf A.N et al. (1991), la cáscara de arroz carbonizada contiene 464 mg/l de potasio. La turba al ser pobre en potasio Backes M. A. (1988), estaría disminuyendo el nivel del mismo, y logrando valores óptimos en el sustrato.

Los sustratos IMM y C. Valdense se destacan por presentar valores muy altos de potasio disponible (gráfico 4.8), cabe destacar que ambos sustratos están

compuestos por compost de residuos urbanos, los que presentan alto contenido de potasio. Diferentes autores citan los siguientes niveles de potasio para residuos urbanos: 5000 ppm (Raij et al., 1997) citado por De Melo W. J., et al., 2000), 4390 mg/litro (Backes M. A. et al., 1988), y 3700 – 5000 ppm (Mustin M., 1987).

En el siguiente cuadro se presenta para cada sustrato, la composición relativa de nutrientes como porcentaje del total de sales solubles obtenidas por el método SME; la relación Ca/Mg y los valores recomendados por Warnke (1986) para lograr un balance de nutrientes adecuado.

Cuadro N° 4.7
Balance de nutrientes de los sustratos.

Nutrientes	Total de sales solubles (%)							
	IMM	C. Valdense	Bioagro	Marichal	Agroplus	Britos	Torres	Balanceado ₁
N-NO₃	21	4	2.25	5	6.6	39	14	8-10
K	51.6	82	37	45	36	10.35	38	11-13
Ca	16	8	29	18	15	37	23	14-16
Mg	7	3	21	14	6	12	18	4-6
Ca/Mg	2,3	2,66	1,4	1,28	2,5	3,08	1,27	3

₁ Warnke (1986).

Ningún sustrato presenta un balance de nutrientes óptimo, considerando lo propuesto por Warnke (1986). Los sustratos que poseen un valor de calcio cercano a 15 %, son el IMM, Marichal y Agroplus. El balance de los cationes es más importante que el nivel individual de cada uno de ellos y el calcio debe representar 15 % del total de sales (Minami K., et al., 1995).

Una relación Ca/Mg igual a 3/1, contribuye a una buena estructura y buena infiltración. El sustrato Britos presenta un valor de relación Ca/Mg adecuada, igual a 3,08 (cuadro 4.7).

4.1.2.4- Micronutrientes

En el siguiente cuadro se presentan los resultados de los análisis químicos donde se muestran los contenidos de micronutrientes en los sustratos expresados en mg/litro. También se presentan los valores que cita Verdonck O. (1998) como rango óptimo de estos micronutrientes en los sustratos para el crecimiento del tomate.

Cuadro N° 4.8

Contenido de micronutrientes según sustrato.

Sustrato	Fe	Mn	Cu	Zn
	mg/litro			
IMM	59	17.6	8.8	67
C. Valdense	15	20	5.6	15
Bioagro	18	2.1	1	21
Marichal	12	66	4	12
Agroplus	19	0.1	0.16	3.8
Britos	14	1.98	6.4	39
Torre	14	50	2.9	54
Rango óptimo ₁	1-5	1-5	0.2-2	0.2-1

₁ rango de valores óptimo en sustratos para tomate, Verdonck O. (1998).

El contenido de micronutrientes en la mayoría de los sustratos se encuentra en exceso a excepción del sustrato Agroplus, el cual presenta deficiencias en manganeso (Mn) y cobre (Cu), según el rango óptimo sugerido por Verdonck O. (1998), (cuadro 4.8).

El sustrato Agroplus presenta turba en su composición, la cual puede estar determinando los bajos niveles de Mn y Cu. Para Raviv M. et al. (1986), la turba se caracteriza por tener bajos niveles de elementos nutricionales, tanto para macro como para micronutrientes.

4.1.2.5- Conductividad

En el cuadro 4.9, se presentan los valores de conductividad eléctrica para cada sustrato, obtenida por el método de SME (Extracto del Medio Saturado).

Cuadro N° 4.9

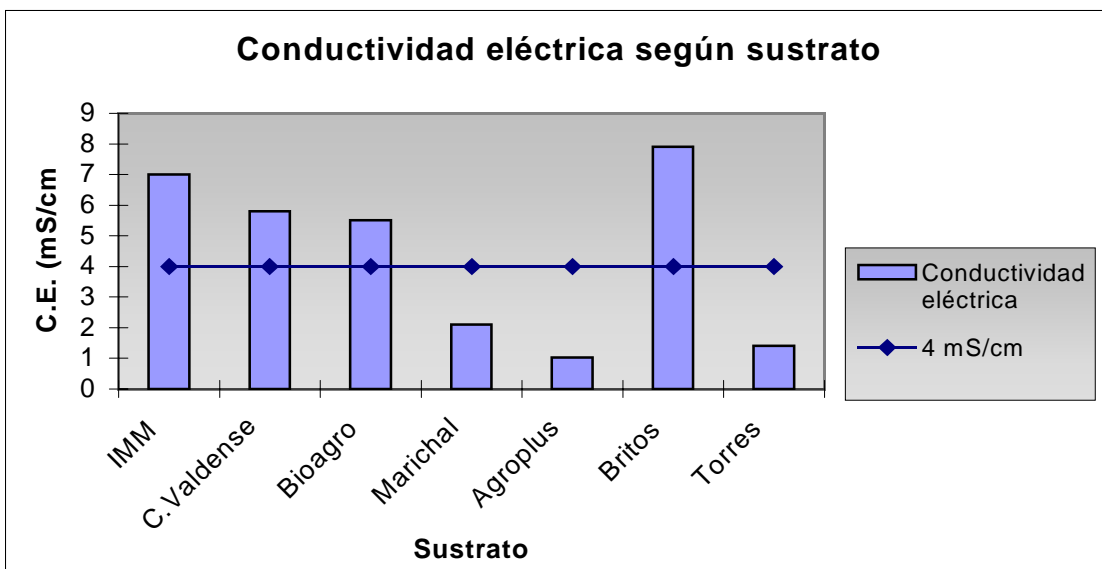
Conductividad eléctrica de los sustratos a los 10 DDS.

Sustrato	C.E. (mS/cm)
IMM	7
C. Valdense	5.8
Bioagro	5.5

Marichal	2.1
Agroplus	1.02
Britos	7.9
Torres	1.4
Referencia	< 4 ₁

₁ Fuentes J. L. (1998).

Gráfico N° 4.9



Teniendo en cuenta como referencia los rangos de conductividad mencionados por Warnke (1995), sólo el sustrato Marichal presenta la conductividad dentro del rango óptimo (2 a 3,5 mS/cm). Los sustratos Agroplus y Torres presentan una conductividad dentro del rango aceptable (0,75 a 2,0 mS/cm) (cuadro 4.9), este valor para el sustrato Torres no concuerda con los altos valores de nutrientes en solución que presenta (cuadro 4.5).

Según Fuentes J. L. (1998) los sustratos IMM, Bioagro, Britos y C. Valdense presentan valores de conductividad superiores al valor de referencia (cuadro 9.9 y gráfico 4.9). Estos sustratos a excepción de Bioagro alcanzaron altos contenidos de nutrientes (cuadro 4.5). Los sustratos Marichal, Agroplus y Torres presentan valores aceptables de conductividad.

Puede observarse claramente la influencia de los materiales empleados en la conductividad de los sustratos. Así vemos que el sustrato Agroplus es el que presenta menor conductividad debido a la influencia de la cáscara de arroz carbonizada, mientras

que la mayor conductividad de los sustratos IMM y C. Valdense, se debe a la presencia de residuos urbanos. Según Backes M.A. et al. (1988) la conductividad de la cáscara de arroz carbonizada es de 1.1 mS/cm, la de la turba es de 0.5 mS/cm y la de compost de residuos urbanos, 8 mS/cm.

23.4.2- EVALUACIÓN AGRONÓMICA

4.2.1- Resultados del Análisis de Germinación de las Semillas

En el cuadro 4.10 se presentan los resultados del análisis de germinación, hecho a las semillas de tomate, en el Instituto Nacional de Semillas, utilizadas en los ensayos de emergencia y crecimiento para evaluar agronómicamente los sustratos.

Cuadro N° 4.10**Resultado del análisis de semillas (%).**

Vigor germinativo	86
Porcentaje germinativo	94
Semillas duras	0
Semillas frescas	0
Gérmenes anormales	1
Semillas muertas	5

En los resultados del análisis de germinación de la semilla empleada, se obtuvo un 94 % de emergencia. Se considera que la semilla utilizada es de buena calidad de acuerdo a la Ley N° 16.811 del año 1997. Esta ley establece un 80 % mínimo de germinación para la importación y comercialización de semillas de tomate. De esta forma se descartan limitantes en la emergencia de los plantines de tomate por causa de la semilla.

4.2.2- Análisis de agua

En el cuadro 4.11 se presentan los resultados de los análisis realizados del agua superficial utilizada para riego en el ensayo de emergencia, proveniente de un tajamar de la Estación Experimental Sur, del departamento de Canelones; y del agua subterránea utilizada para riego en el ensayo de crecimiento, localizado en el departamento de Montevideo.

Cuadro N° 4.11**Resultados del análisis de agua de riego para ambos ensayos.**

Parámetro	agua superficial	agua subterránea
Conductividad eléctrica mS/cm a 25 °C	0,085	1,789
Sólidos totales a 105 °C mg/l	284	1145
Reacción (pH) 0-14	6	7,09
Calcio mg/l	4	6,4
Magnesio mg/l	2	2,5

Potasio mg/l	2	0,74
Sodio mg/l	11	9,0
Alcalinidad total mg/l CaCO ₃	30	816
Cloruro mg/l	0	3,8
Dureza total mg/l CaCO ₃	18	8,9
RAS (meq/l) ^{1/2}	1,1	4,2
Sumatoria Cationes (Ca+Mg+Na+K)	0,9	18,6
Sumatoria Aniones (Cl+Alc)	0,6	20,1
Relación Ca/Mg	1,2	2,5

Al analizar los resultados del agua superficial, se considera la última clasificación de aguas superficiales para riego propuesta por la División de Suelos y Aguas del MGAP, en la Ley N° 16.858, año 1997 (cuadro 2.51). Se observa, que en base a los tres parámetros considerados en la clasificación, CE, Alcalinidad y RAS, el agua superficial utilizada en el riego del ensayo de emergencia resultó excelente. Por lo que no se espera efectos perjudiciales en la emergencia.

Los resultados del análisis de agua subterránea, son interpretados tomando en cuenta la última clasificación de aguas subterráneas para riego propuesta por la División de Suelos y Aguas del MGAP, en la Ley N° 16.858, año 1997 (cuadro 2.52). Al comparar los resultados del análisis de agua con la clasificación de aguas subterráneas, considerando los valores de conductividad eléctrica y alcalinidad, el agua es clasificada en clase II, pudiendo tener efectos adversos en mucho cultivos y necesitando métodos de manejo cuidadosos.

En vista de la calidad regular del agua de riego, se espera que ésta afecte el crecimiento de los plantines en forma negativa. Una variable que determina la clasificación de calidad regular de esta agua, fue el nivel de alcalinidad total, ya que este retrasa el crecimiento de los plantines. En plantas con retraso del crecimiento se observó que el agua de riego presentó un alto contenido de bicarbonatos (Buyatti, M. et al., 1997).

4.2.3- Registros de Temperatura

En el cuadro 4.12 se presentan valores diarios de temperatura ambiente, durante el ensayo de emergencia. Las temperaturas fueron registradas a las 12:00 horas dentro del invernáculo.

Cuadro N° 4.12

Temperatura ambiente durante el ensayo de emergencia, según días después de siembra.

DDS	Temperatura (°C)
0	25.17
1	24.40
2	16.00
3	27.12
4	27.52
5	25.56
6	25.56
7	30.31
8	32.34
9	31.12
10	29.50
11	30.31
12	35.70
13	21.71
14	28.31
15	25.56
16	22.86
17	26.73
Promedio	27

Durante el ensayo de emergencia, la temperatura ambiente registrada en forma diaria, a las 12:00 horas, se encontró dentro del rango 16-36 °C con un promedio de 27 °C. Esta temperatura superó ampliamente los 10 °C, mínima requerida para la germinación de tomate, según Hartmann et al. (1984). Se obtuvieron con mayor frecuencia temperaturas dentro de rango de 25-30 °C, estos valores se aproximan al rango de valores óptimos sugeridos por Aldabe, L. Dini (2000), 21-29 °C. Por lo que se descarta efectos negativos de la temperatura sobre la emergencia, permitiendo que se manifiesten en el porcentaje y tasa de emergencia del plantín, las características propias de los sustratos.

En el cuadro 4.13 se presentan los valores diarios de temperatura ambiente, durante el ensayo de crecimiento.

Cuadro N° 4.13

Temperatura ambiente durante el ensayo de crecimiento, según días después de siembra.

DDS	Temperatura (°C)
20-28	s/d
29	22.48
30	19.42
31	27.91
32	29.5
33	19.04
34	15.62
35	21.71
36	26.34
37	27.12
38	25.56
39	27.91
40	30.71
41	31.93
42	32.76
43	28.7
44	22.09
45	23.24
Promedio	25.4
Referencia ₁	29.5

₁ Mori C. (2001).

En el ensayo de crecimiento, las temperaturas se registraron a las 12:00 horas, dentro del invernáculo. Se obtuvo una temperatura promedio de 25.4 °C, levemente superior al rango de 18-24°C referido como óptimo por Mari (1996) citado por Barboza R. et al. (1997). Como la temperatura fue registrada a las 12 horas, se piensa que la temperatura media se encontraría dentro de este rango.

4.2.4- Ensayo de Emergencia

En el cuadro 4.14 se presentan los porcentajes de emergencia en los sustratos a 12, 13, 15, 16 y 17 días después de siembra (DDS) y las diferencias significativas en cada fecha entre sustratos. En el cuadro 4.15 muestra las tasas de emergencia a 80 y 50 % de emergencia de los plantines para cada sustrato.

Cuadro N° 4.14

Porcentaje de plantines emergidos a 13, 15, 16 y 17 DDS según sustrato.

12 DDS		13 DDS		15 DDS		16 DDS		17 DDS	
Sustrato	%	Sustrato	%	Sustrato	%	Sustrato	%	Sustrato	%
Agroplus	85 a	Agroplus	92 a	Agroplus	93 a	Agroplus	93 a	Agroplus	94 a
Marichal	84 a	Marichal	89 a	Marichal	88 a	Marichal	89 b	Marichal	90 b
Torres	56 b	Torres	71 b	Torres	76 b	Torres	83 c	Torres	84 c
Britos	41 c	Bioagro	57 c	Bioagro	68 c	Britos	81 cd	Britos	83 c
Bioagro	40 c	Britos	56 c	Britos	64 c	Bioagro	77 d	Bioagro	81 c
C.Valdense	22 d	C.Valdense	41 d	C.Valdense	51 d	C.Valdense	58 e	C.Valdense	63 d
IMM	10 e	IMM	18 e	IMM	30 e	IMM	44 f	IMM	57 d

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes con una $p > 0.05$.

DDS = Días después de siembra.

Cuadro N° 4.15

Tasa de emergencia de los plantines a 50 y 80 por ciento de emergencia según sustrato.

Sustrato	T.E.(80%)	T.E.(50%)
Agroplus	7,08	---
Marichal	7,0	---
Torres	5,18	4,66
Britos	5,06	4,38

Bioagro	4,8	4,3
C. Valdense	---	3,4
IMM	---	3,35

T.E.: Tasa de emergencia.

Los resultados del número de plantines emergidos confirman las buenas aptitudes físicas del sustrato Agroplus permitiendo una exitosa emergencia, puesto que el comportamiento de la semilla en este sustrato es similar al que presentó en el laboratorio, donde obtuvo un 94% de emergencia.

Este ensayo se llevó a cabo con una temperatura promedio de 27 °C. Los primeros plantines emergieron a los 12 DDS y los últimos a los 17 DDS, alcanzando en la mayoría de los sustratos una emergencia entre 80 y 94 %, excepto IMM y C. Valdense. Estos resultados evidencian menor tasa y porcentaje de emergencia que los obtenidos por Kotowski (1978), Menezes (1992), citados por Barboza R. et al. (1997). Este autor encontró que a temperaturas dentro del rango 25-30 °C las primeras plántulas emergían a los 5-4 días y las últimas a los 10-8 días, alcanzando un porcentaje de germinación entre 94-96 %.

Al analizar los cuadros 4.14 y 4.15, se aprecia que los sustratos que obtuvieron altos valores en el porcentaje de emergencia, también lograron altas tasas de emergencia y se observó que en sustratos que tuvieron bajos valores en porcentaje, también tuvieron bajas tasas de emergencia. Esto indica que en los sustratos evaluados, los diferentes factores (propiedades químicas y físicas de los sustratos, temperatura, calidad del agua de riego, etc.) influyeron en forma similar en ambos parámetros.

Gráfico N° 4.10

Porcentaje de platines emergidos según sustratos

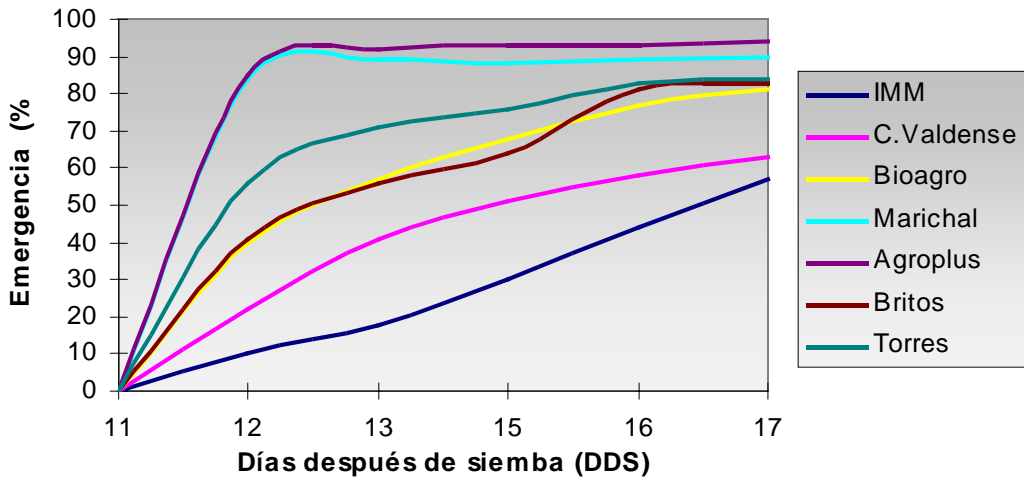
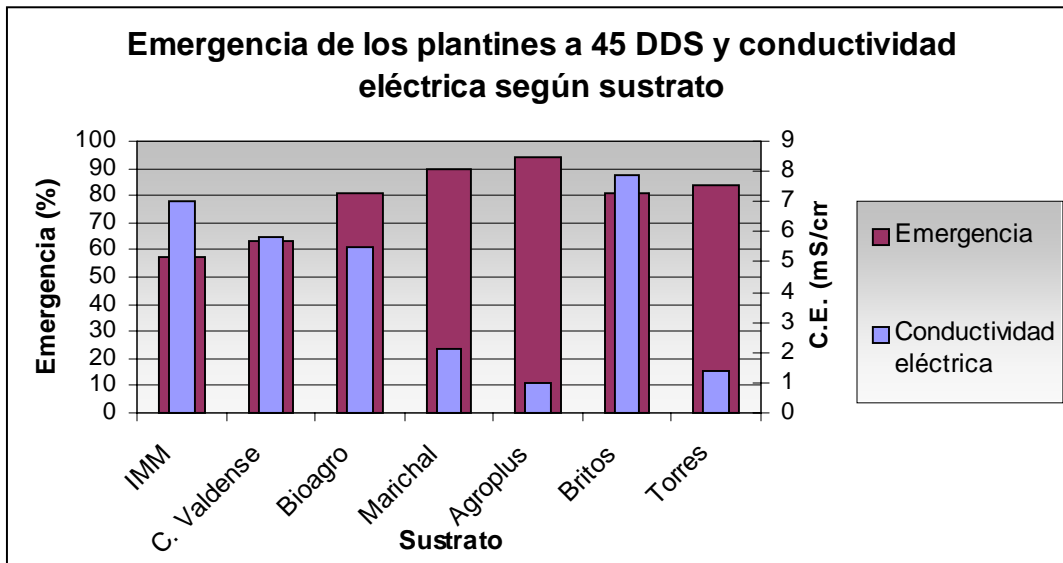


Gráfico N° 4.11



La primer fase de la germinación es la imbibición con agua de la semilla, y todo fenómeno que favorezca o entorpezca la disponibilidad de agua para la semilla y posteriormente para la plántula, afectará la germinación y la emergencia de las mismas. Esta primer fase está muy relacionada con el fenómeno osmótico y por lo tanto está muy influenciada por la concentración de sales en la solución del sustrato (Ansorena M. 1994).

La germinación puede ser disminuida por reducción en la aireación, la limitación en la provisión de oxígeno en los períodos iniciales puede inhibir la germinación (Hatmann et al., 1974, citado por Guelvenzu R, 2001).

En los sustratos Agroplus y Marichal se logró el mayor porcentaje de emergencia desde la primera medición (12 DDS), hasta el fin del ensayo (17 DDS). Estos sustratos además, presentaron un comportamiento mejor que el resto según la tasa de emergencia, la cual les permite alcanzar a los 12 DDS 85 % de emergencia.

El agua de riego empleada en este ensayo fue de calidad excelente, descartando de esta manera la influencia negativa de este factor, sobre la emergencia. Esto permite saber que la conductividad de los sustratos, se debe al contenido de sales del sustrato, y no al agregado de sales con el riego.

Estos sustratos presentan bajos valores de conductividad, (cuadro 4.9) y valores de macro y microporosidad dentro del rango ideal, lo que permite una imbibición y oxigenación adecuada de la semilla y baja resistencia física a la emergencia, lo cual puede apreciarse visualmente al percibirlos “livianos” y comprobarse con los bajos

valores de densidad aparente. Estos factores explican desde el punto de vista químico y físico su comportamiento en la emergencia.

Los sustratos Torres, Britos y Bioagro si bien logran alto porcentaje de emergencia, mayor a 80 por ciento, no alcanzan los valores obtenidos por los sustratos Agroplus y Marichal, y tampoco la tasa de emergencia de estos últimos.

El porcentaje y tasa de emergencia pueden explicarse, en el caso del sustrato Torres, por el bajo contenido de microporosidad, lo que no permite una adecuada imbibición de la semilla. También influye la granulometría que presenta con tamaños de partículas grandes que no permite lograr una profundidad de siembra superficial y uniforme, quedando la semilla ubicada cerca del fondo de la celda. Para Shanmuganathan et al. (1990), citados por Minami K. (1995), uno de los factores de manejo que más afecta la calidad de los plantines es la profundidad de siembra.

En el caso de los sustratos Britos y Bioagro, los valores intermedios de porcentajes y tasas de emergencia son explicados por la alta conductividad (cuadro 4.9).

Los sustratos IMM y C. Valdense no alcanzaron el 80 % de emergencia y tuvieron las tasas de emergencia más bajas. El bajo valor en tasa y porcentaje de emergencia que presentan, es explicado por su alta conductividad (debido a su composición con residuos urbanos). El sustrato IMM tiene además bajo valor de macroporosidad y alta resistencia física a la emergencia, mostrada en su alta densidad aparente (cuadro 4.2) Mientras que el sustrato C. Valdense presenta bajo contenido de agua, para los riegos efectuados en este ensayo, restringiendo la imbibición de la semilla.

4.2.5- Crecimiento del plantín

4.2.5.1- Altura

Con el fin de evaluar la respuesta vegetativa en los diferentes sustratos, se estudió la variables altura del plantín en su período de crecimiento. Se analizó la evolución de esta variable, mediante el análisis de varianza y a través del test de Tukey a los 25 DDS y por prueba PDIFF con medias ajustadas a los 32, 40 y 45 DDS.

Evolución de la altura del plantín

En el siguiente cuadro se presentan los promedios de altura de plantín de los tratamientos, con la comparación de medias para cada fecha.

Cuadro N°4.16

Evolución de la altura promedio de plantín (cm), por tratamiento.

Sustrato	25 DDS	32 DDS	40 DDS	45 DDS	
				S/ fert.	C/fert.
IMM	2.3 ab	3.7 c	10.8 b	18.8 e	22.6 b
C.Valdense	2.2 b	3.3 d	5.9 e	9.45 h	15,5 f
Bioagro	2.5 ab	3.7 c	8.9 c	9.50 h	19.7 d
Marichal	2.6 a	4.3 a	9.0 c	10.0 h	21.0 c
Agroplus	1.8 c	2.2 e	3.4 f	2.88 j	11.4 g
Britos	2.3 ab	4.0 b	12.3 a	s/d	23,7 a
Torres	2.3 ab	3.6 c	7.6 d	8.04 i	20.4 cd

Letras diferentes indican diferencias significativas dentro de la misma fecha (P< 0,05)

Gráfico N° 4.12

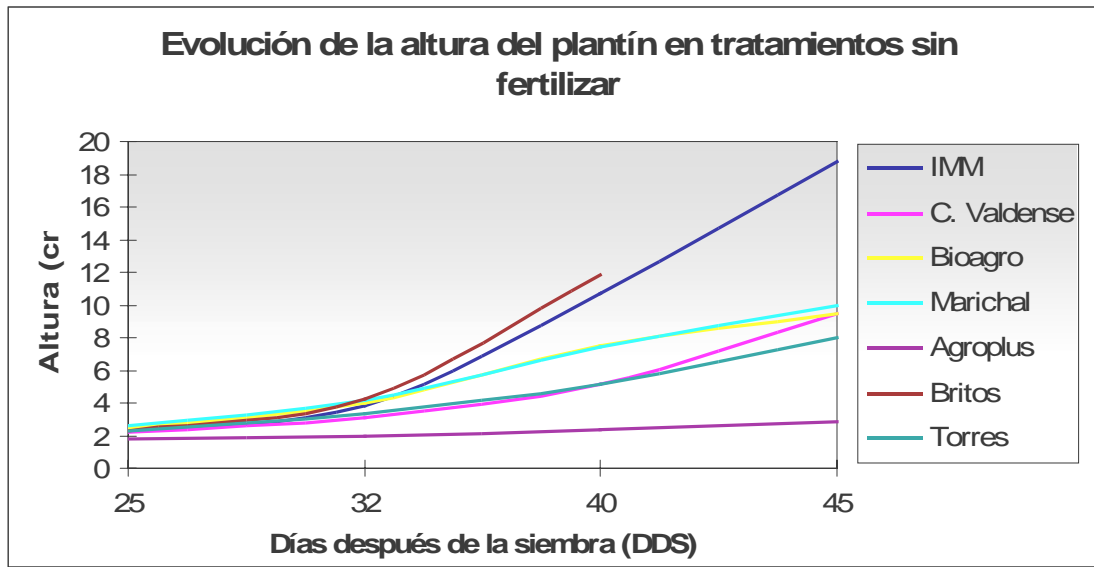
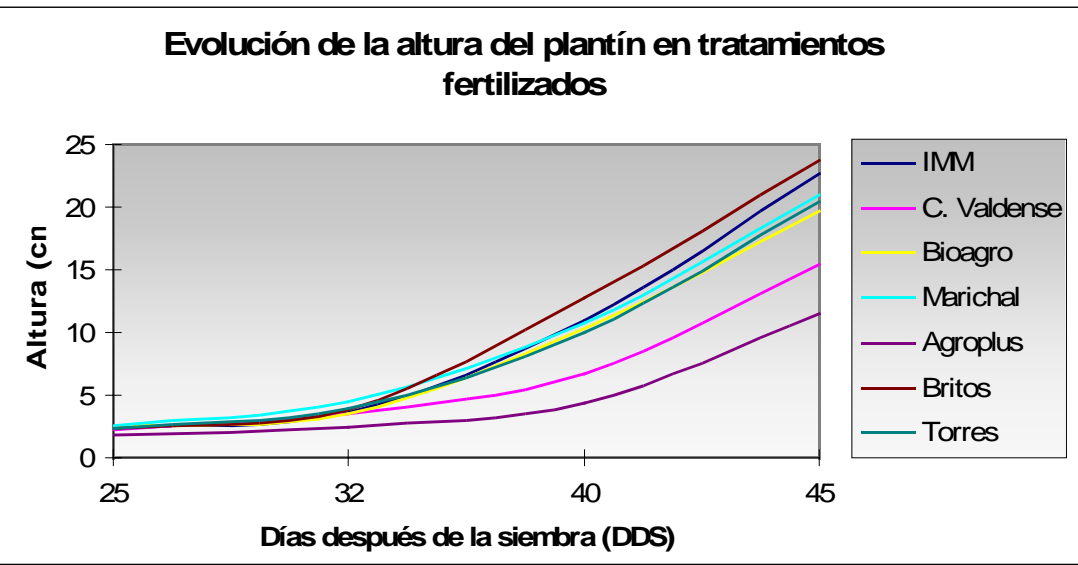


Gráfico N° 4.13



En el cuadro 4.16 y gráficos 4.12 y 4.13 se presenta la evolución de la altura de plantín para cada sustrato según tratamientos sin fertilizar y fertilizados. Al inicio del crecimiento a 25 y 32 DDS, las curvas reflejan la baja tasa de crecimiento de los plantines en esta etapa. A partir de los 40 DDS, momento en que aumenta la tasa de crecimiento en todos los sustratos con fertilización, se observó un aumento en la altura de plantín frente a los tratamientos sin fertilización.

Al comienzo del período del crecimiento del plantín y hasta 28 DDS, los sustratos no se fertilizaron. A los 25 DDS se observa un conjunto de sustratos con similar altura. Sólo se diferencia el sustrato Agroplus por presentar la menor altura de plantín, esta característica se mantiene a lo largo del ensayo en ambos tratamientos, con y sin fertilización.

En los gráficos 4.12 y 4.13, se observa que a medida que crece el plantín, la altura de éstos expresa con mayor claridad las diferencia entre los sustratos.

Cuadro N° 4.17

Evolución de la media, desvío estándar y coeficiente de variación de la altura, según tratamiento.

	Días después de siembra		
	25		
	Media (cm)	Desvío	C.V. (%)
Sin fertilización	2.27	0.6	11.0
Con fertilización	-----	-----	-----
	32		
Sin fertilización	3.52	1.03	22.6
Con fertilización	3.617	0.8	16.3
	40		
Sin fertilización	7.162	3.4	46.18
Con fertilización	9.401	3.2	30.4
	45		
Sin fertilización	9.779	6	52.5
Con fertilización	19.177	5	22.4

C.V.: Coeficiente de variación.

Según los gráficos 4.12 y 4.13 y los coeficientes de variación, se observa que a diferencia de los tratamientos fertilizados, en los tratamientos sin fertilizar a medida que crecen los plantines las diferencias en altura se acentúan.

Altura del plantín a los 25 días después de siembra

En el cuadro 4.18, se presentan los resultados del análisis de varianza de la altura de plantín a los 25 DDS.

Cuadro N° 4.18

Resultados del análisis de varianza de la altura del plantín, a los 25 DDS.

Fuente de variación	p(F > F ₀)
Sustrato	<0,001

Los resultados del análisis de varianza muestran que es significativa la diferencia entre los sustratos.

En el siguiente cuadro se observan los promedios de altura de plantín por sustrato y sus diferencias estadísticas según el test de Tukey.

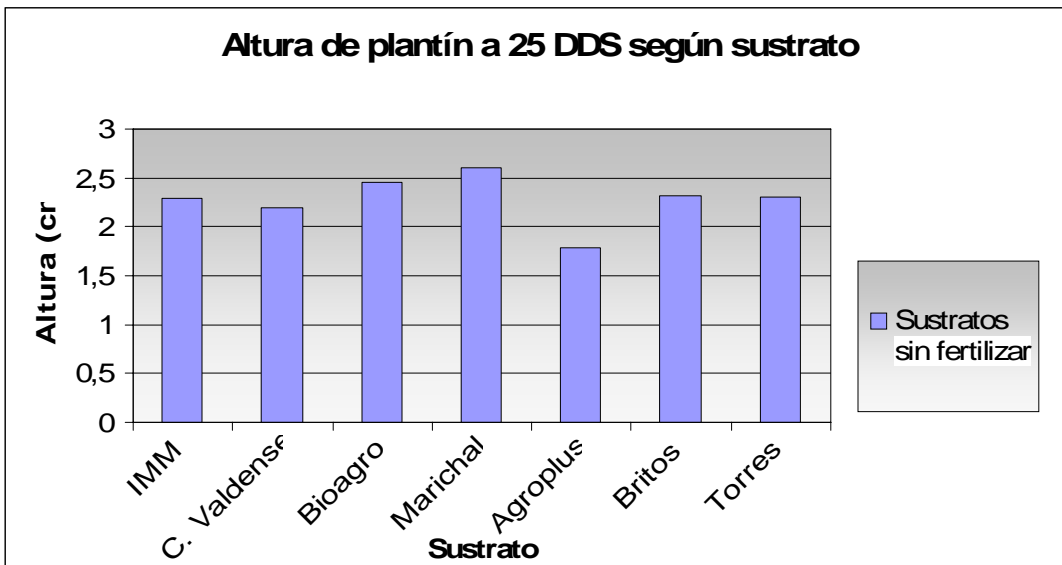
Cuadro N° 4.19

Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 25 DDS.

Sustratos	Tratamientos sin fertilización
IMM	2.3 ab
C. Valdense	2.2 b
Bioagro	2.5 ab
Marichal	2.6 a
Agroplus	1.8 c
Britos	2.3 ab
Torres	2.3 ab

Letras diferentes indican diferencias significativas (P < 0,05)

Gráfico N° 4.14



Debido a que en esta fecha aún no se había comenzado a fertilizar los sustratos no es posible plantear hipótesis en base a la comparación entre tratamientos y determinar si las diferencias se deben a razones físicas o químicas entre los sustratos.

La mayoría de los sustratos conforman un grupo con similares respuestas. El sustrato que se diferencia claramente es el Agroplus con la menor altura de plantín, (cuadro 4.19 y gráfico 4.14).

Observando los resultados de los análisis químicos y físicos para el caso del sustrato Agroplus, las deficiencias químicas impiden alcanzar valores mayores de altura (cuadro 4.19).

Altura del plantín a los 32 días después de siembra

El siguiente cuadro 4.20 presenta los resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 32 DDS.

Cuadro N° 4.20

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 32 DDS

Fuente de variación	p(F> F ₀)
Sustrato	<0.0001
Fertilización	0.4606
Sustrato*Fertilización	0.1646

De los resultados del análisis de varianza, se concluye que es significativa la diferencia entre sustratos, no habiendo efecto fertilizante, ni siendo significativa la interacción sustrato*fertilizante, esto demuestra que a los 32 DDS la variable altura no manifiesta limitantes químicas en los sustratos. Puede afirmarse, por tanto, que diferencias entre la mayoría de los sustratos en esta fecha, se deben a sus propiedades físicas. Cabe mencionar que la fertilización comenzó a 28 DDS. Fuera de esta generalización queda el sustrato Agroplus, que como ya se analizó para los 25 DDS no logra mayores alturas de plantín debido a sus importantes deficiencias químicas.

De los resultados del análisis de varianza, se concluye que es significativa la diferencia entre sustratos, no habiendo efecto fertilizante, ni siendo significativa la interacción sustrato*fertilizante. Esto indica que a los 32 DDS los sustratos no presentan limitantes químicas para el crecimiento del plantín. Puede afirmarse, por tanto, que las diferencias entre la mayoría de los sustratos en esta fecha, se deben a sus propiedades físicas. Cabe mencionar que la fertilización comenzó a 28 DDS. Fuera de esta generalización queda el sustrato Agroplus, que como ya se analizó para los 25 DDS no logra mayores alturas de plantín debido a sus importantes deficiencias químicas.

El siguiente cuadro muestra las medias de altura de plantín de cada sustrato y las diferencias estadísticas entre ellos, según prueba PDIFF con medias ajustadas.

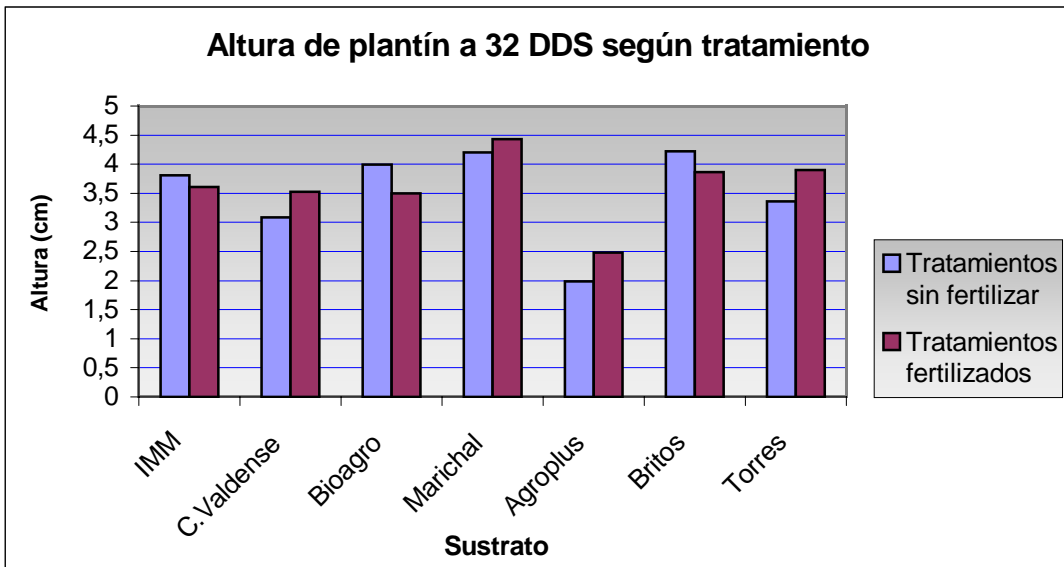
Cuadro N° 4.21

Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 32 DDS.

	Tratamientos Sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	3.8	3.6	3.7 c
C. Valdense	3.1	3.5	3.3 d
Bioagro	3.9	3.5	3.7 c
Marichal	4.2	4.4	4.3 a
Agroplus	1.9	2.5	2.2 e
Britos	4.2	3.8	4.0 b
Torres	3.4	3.9	3.6 c

Letras diferentes indican diferencias significativas (P< 0,05)

Gráfico N° 4.15



Al observar el cuadro 4.21 y el gráfico 4.15, se aprecia que el sustrato Marichal presenta la mayor altura de plantín, debido a sus mejores propiedades físicas. El sustrato Britos logró el segundo valor más alto en altura de plantín. Esto se debe al alto nivel nutricional que presenta el sustrato resultado de los análisis químicos (cuadro 4.5).

El sustrato Agroplus presenta la menor altura de plantín, debido principalmente a sus limitantes químicas, ya mencionadas, para las condiciones de fertilización de este ensayo.

En el sustrato C. Valdense el valor de altura de plantín alcanzado fue el segundo más bajo. Este valor de altura se atribuye a las características del sustrato de baja retención de agua.

Los demás sustratos presentan una respuesta vegetativa intermedia en altura de plantín, no diferenciándose entre ellos.

Altura del plantín a los 40 días después de siembra

En el cuadro 4.22 se muestran los resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, con los niveles de significancia de las distintas fuentes de variación, a los 40 días después de siembra (DDS).

Cuadro N° 4.22

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	p(F > F₀)
Sustrato	<0.0001
Fertilización	<0.0001
Sustrato*Fertilización	0.0774

Los resultados del análisis de varianza muestran que a 40 DDS hay un nivel de significancia del 0,07 para el efecto de la interacción sustrato*fertilizante. Existe diferencias significativas entre los niveles de fertilización y entre los sustratos. Debido al efecto fertilización podemos afirmar que los sustratos presentan limitantes químicas.

En el cuadro 4.23 se presentan las medias de los tratamientos, las medias de los sustratos y las diferencias estadísticas entre ellas, según prueba PDIFF.

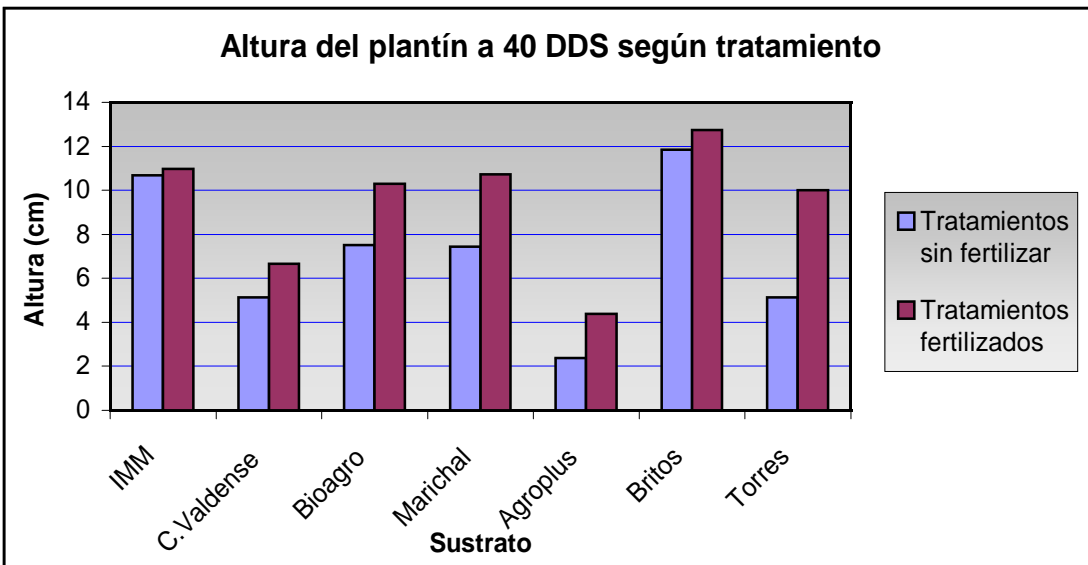
Cuadro N° 4.23

Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento a los 40 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	10.7	10.9	10.8 b
C. Valdense	5.1	6.7	5.9 e
Bioagro	7.5	10.3	8.9 c
Marichal	7.4	10.7	9.1 c
Agroplus	2.4	4.4	3.4 f
Britos	11.8	12.7	12.2 a
Torres	5.1	9.9	7.6 d
Media	7.2 b	9.4 a	
Desvío estándar	3.4	3.18	

Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0,05)

Gráfico N° 4.16



En el cuadro 4.23 y gráfico 4.16 se observa que el sustrato Britos tiene los mayores valores en altura de plantín. El sustrato IMM alcanza los segundos valores más altos en altura de plantín. Las causas de las mayores alturas de plantín alcanzadas en estos sustratos se deben a los altos valores de capacidad de intercambio catiónico, así como los contenidos de nutrientes asimilables que presentan.

Los sustratos Marichal, Bioagro y Torres tienen valores de altura intermedios. En el sustrato C. Valdense el valor de altura de plantín es el segundo más bajo, estando explicado por la presencia de limitantes físicas confirmadas en el análisis físico del sustrato (cuadro 4.2).

El sustrato que alcanza el menor valor de altura de plantín es Agroplus, debido a sus altas limitantes químicas.

En el cuadro 4.24 se presentan los incrementos en altura de plantín en cada sustrato una vez fertilizados.

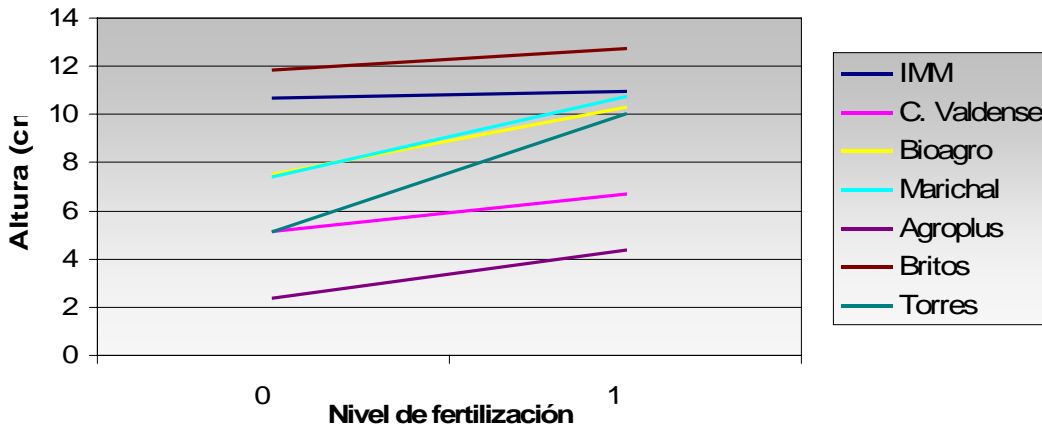
Cuadro N° 4.24

Incremento de la altura del plantín (cm) al fertilizarlo según sustrato.

Sustrato	Incremento
Torres	4,85
Marichal	3,28
Bioagro	2,79
Agroplus	2,03
C. Valdense	1,53
Britos	0,91
IMM	0,29

Gráfico N° 4.17

Incremento en altura del plantín en cada sustrato según nivel de fertilización



Se observa que la mayoría de los sustratos responden a la fertilización, aumentando la altura del plantín (cuadro 4.24 y gráfico 4.17). Este aumento demuestra que tales sustratos presentan limitantes químicas.

Los sustratos Britos e IMM fertilizados prácticamente no presentan diferencias en sus valores en altura de plantín con respecto al tratamiento sin fertilizar; por lo tanto estos sustratos no presentan limitantes químicas.

El sustrato C. Valdense no presenta limitantes químicas pero tiene una altura de plantín bajo, esto se explica por la presencia de limitantes físicas confirmadas en el análisis físico del sustrato (cuadro 4.2).

El sustrato Torres tiene el mayor incremento en altura de plantín, respecto a los demás sustratos, esto indica que presenta alta limitante química. Esta respuesta a la aplicación de fertilizante se acentúa por la propiedad física del sustrato de baja retención de agua (cuadro 4.2).

El sustrato Marichal también presenta una alta respuesta al agregado de fertilizante permitiéndole expresar sus buenas propiedades físicas.

Altura del plantín a los 45 días después de siembra

En el cuadro 4.25 se observan los resultados del análisis de varianza, con los niveles de significancia de las distintas fuentes de variación.

Cuadro N° 4.25

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	p(F > F₀)
Sustrato	<0,0001
Fertilización	<0,0001
Sustrato*Fertilización	0,0015

El análisis de varianza muestra que la interacción sustrato*fertilización es estadísticamente significativa, por lo tanto, los sustratos presentan limitantes químicas.

A continuación se presentan las medias de altura de plantín de cada sustrato según tratamiento, y las diferencias estadísticas entre cada media de tratamiento según prueba PDIFF.

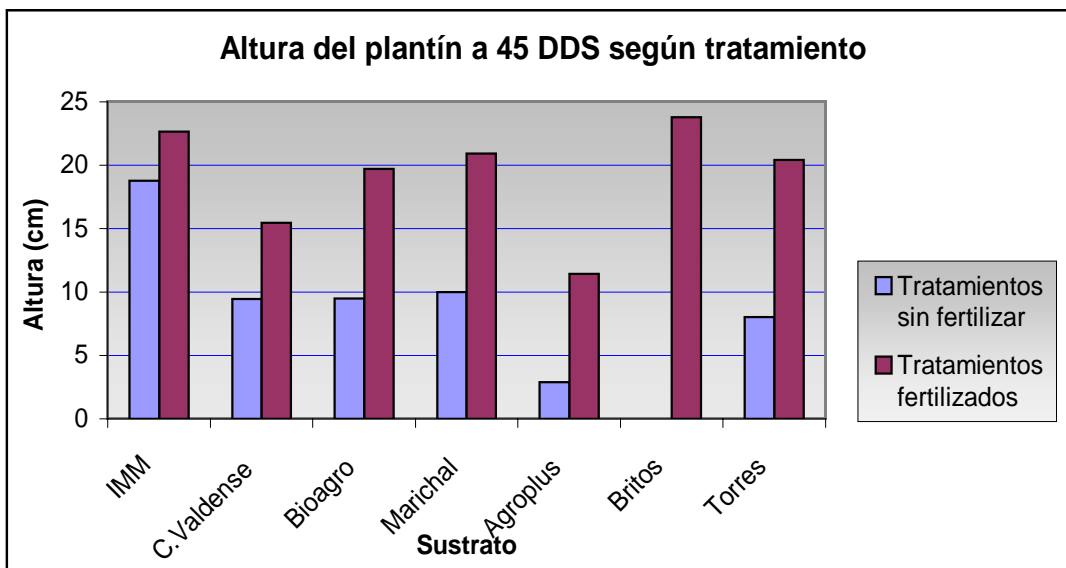
Cuadro N° 4.26

Altura promedio de plantín (cm) por tratamiento, a los 45 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados
IMM	18,8 e	22,6 b
C. Valdense	9,4 h	15,5 f
Bioagro	9,5 h	19,7d
Marichal	10,0 h	20,9 c
Agroplus	2,9 j	11,4 g
Britos	s/d	23,7 a
Torres	8,0 i	20,4 cd
Media	9.77	19.17
Desvío estándar	5.14	4.3

Letras diferentes indican diferencias significativas (P< 0,05)

Gráfico N° 4.18



A los 45 DDS todos los sustratos tratados con fertilización tienen mayor altura de plantín que los sustratos sin fertilización. Este aumento de la altura de plantín en los tratamientos fertilizados, demuestra que todos los sustratos presentan limitantes químicas. Las alturas de plantín de la mayoría de los tratamientos fertilizados son significativamente diferentes entre sí.

El sustrato Britos tratado con fertilización alcanzó el mayor valor de altura de plantín, el segundo mayor valor en estos tratamientos se obtuvo en el sustrato IMM.

El tratamiento IMM sin fertilizar tuvo mayor valor de altura de plantín que el resto de los tratamientos sin fertilizar y también superó en altura a los sustratos C. Valdense y Agroplus tratados con fertilización. Las medias de altura de plantín en estos dos sustratos, también fueron las más altas a los 40 DDS.

Lo observado en el sustrato IMM tratado sin fertilización puede explicarse por los altos niveles nutricionales que determinan buena performance de los plantines. En el caso de los tratamientos fertilizados la interacción de las propiedades físico químicas de los sustratos con el nivel de fertilización, permiten alcanzar las mayores alturas de plantín.

En los tratamientos fertilizados los sustratos que presentan menor altura de plantín, son Agroplus y C. Valdense, al igual que lo observado en los sustratos a los 40 DDS. La baja altura de plantín alcanzada en el caso del sustrato C. Valdense, se debe a que el sustrato presenta malas propiedades físicas. La baja altura de plantín se determinó por la interacción entre las propiedades del sustrato y el nivel de fertilización, limitada físicamente por la baja retención de agua. En el caso del sustrato Agroplus, la baja altura alcanzada se debe a que este sustrato presenta altas limitantes químicas que la fertilización no superó, pese a sus buenas características físicas.

Los demás tratamientos fertilizados tuvieron valores de altura de plantín intermedios. El valor intermedio de altura de plantín del sustrato Torres se debe a la interacción de las propiedades físicas y químicas del sustrato con el nivel de fertilización. Al igual que lo observado a los 40 DDS, la propiedad física que limita y determina este valor de altura de plantín, es la baja retención de agua del sustrato.

En el cuadro 4.27 se presenta el incremento en altura del plantín de cada sustrato una vez fertilizado.

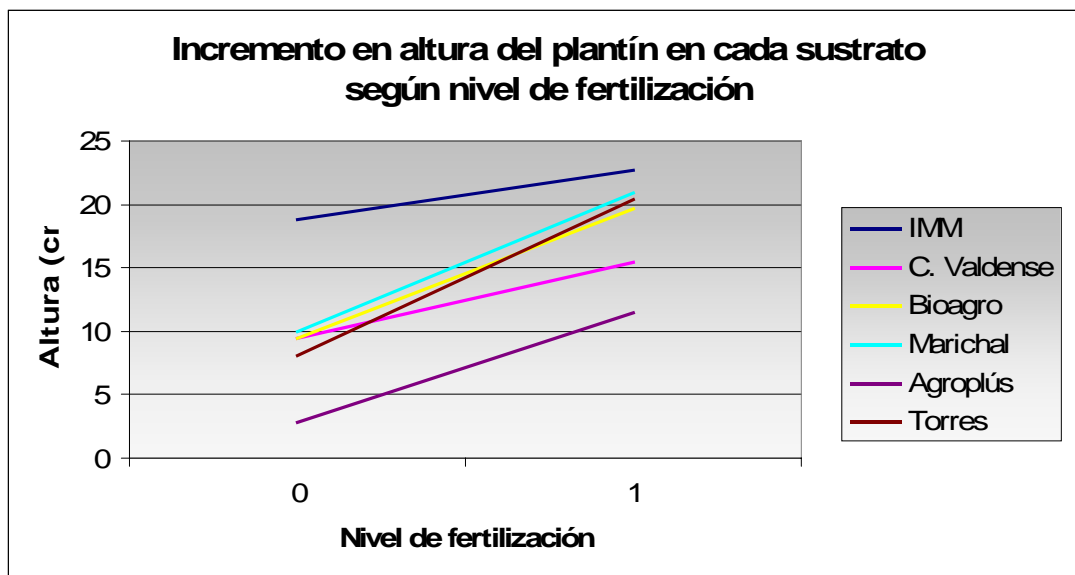
Cuadro N° 4.27

Incremento de la altura del plantín (cm) al fertilizarlo según sustrato.

Sustrato	Incremento
----------	------------

Torres	12,36
Marichal	10,93
Bioagro	10,18
Agroplus	8,55
C. Valdense	6,02
IMM	3,83

Gráfico N° 4.19



La interacción entre sustrato*fertilizante se puede visualizar en las diferentes respuestas que presentan los sustratos al ser tratados con fertilización.

Los sustratos que presentan mayor diferencia entre tratamientos sin y con fertilización son Torres y Marichal, mientras que el sustrato IMM presenta la menor diferencia. Este comportamiento coincide con el obtenido en la fecha anterior.

En el caso del sustrato Britos, no se posee el dato de altura del tratamiento sin fertilizar a los 45 DDS, no pudiéndose calcular la diferencia entre tratamientos. A los 40 DDS la diferencia entre los tratamientos es muy baja indicando que no existen limitantes químicas, coincidiendo con el resultado del análisis químico del sustrato. Por lo tanto, a los 45 DDS tampoco se espera una respuesta a la fertilización, permitiendo suponer que el valor de altura alcanzado en el tratamiento sin fertilización también habría sido alto.

Resumen de la variable altura del plantín

Cuando los sustratos son tratados con fertilización se considera que las restricciones químicas son eliminadas, por lo tanto las diferencias encontradas entre los sustratos se deben a sus características físicas. Desde el momento en que se registra interacción entre las propiedades físicas y químicas de los sustratos, las diferencias entre tratamientos fertilizados responden a la forma que interactúan las propiedades y no sólo a los efectos físicos.

A medida que transcurren los días después de siembra se expresan mayores diferencias entre los sustratos. A los 45 DDS las alturas de plantín de los sustratos, mantienen un ranking similar que a los 40 DDS.

El sustrato Britos tratado con fertilizante es el que presenta mayor altura de plantín al momento de transplante, 45 DDS. En la fecha anterior la altura promedio (tratamientos fertilizados y no fertilizados) de este sustrato fue la de mayor valor. A los 32 DDS es el segundo con mayor altura de plantín. Este comportamiento puede explicarse por la adecuada disponibilidad de agua y el alto nivel nutricional comprobados en los análisis químico y físico, que al interactuar permiten un nivel adecuado de nutrientes disponibles para la planta en la solución (gráfico 4.4).

El sustrato IMM a los 40 y 45 DDS presenta la segunda mejor respuesta vegetativa. El sustrato IMM es semejante al Britos en sus propiedades físicas y en su CIC, de modo que su comportamiento se debe a las mismas razones expuestas que para el sustrato Britos.

El sustrato Marichal a los 45 DDS en los tratamientos fertilizados y no fertilizados, así como a los 40 DDS la media de ambos tratamientos obtuvo una altura de plantín intermedia. A los 25 y 32 DDS este sustrato tiene el valor más alto de altura de plantín. La mejor respuesta vegetativa de este sustrato en la etapa inicial del crecimiento del plantín, se atribuye a sus adecuadas propiedades físicas, siendo su relación porosidad del agua:porosidad del aire cercana al valor óptimo 3, porosidad total alta y cantidad de agua disponible intermedia con respecto a los demás sustratos (cuadro 4.2). Además los análisis químicos no muestran grandes carencias nutricionales.

El sustrato Bioagro durante el período de crecimiento del plantín permitió un desarrollo de altura de plantín similar a la del sustrato Marichal. Esto corrobora la similitud de estos sustratos expresada en los análisis físicos y químicos (cuadro 4.2).

En el período comprendido entre los 32 hasta los 45 DDS, el sustrato Torres logró un valor intermedio en altura de plantín, debido a una muy baja disponibilidad de agua.

El sustrato C. Valdense a lo largo del ensayo de crecimiento mantuvo la segunda altura de plantín más baja. Como limitantes físicas presenta baja porosidad del agua y

bajo contenido de agua disponible. La limitante química que presenta es un alto valor de pH, que provoca baja disponibilidad de fósforo (cuadro 4.6). Este alto valor de pH es característico de su composición, residuos urbanos.

El sustrato Agroplus en todos los tratamientos se diferenci6 significativamente durante todo el periodo de crecimiento con la menor altura de plant6n. Este comportamiento se debe a las grandes carencias qu6micas del sustrato que no son superadas con la fertilizaci6n. La limitante qu6mica del sustrato es la baja CIC (26 meq/l), muy por debajo del 6ptimo para un sustrato (mayor a 120 meq/l, seg6n Backes, et al. 1988). Esta baja CIC la proporciona el componente c6scara de arroz carbonizada del sustrato. Seg6n Backes, et al. (1988), la CIC de la c6scara de arroz es 55 meq/l, por lo tanto, este material posiblemente impida la adsorci6n en el complejo de intercambio de los cationes del fertilizante aplicado y sean lixiviados.

En los sustratos C. Valdense y Torres se recomienda aumentar la frecuencia de riego para mantener un nivel adecuado de agua disponible. Este manejo es necesario debido a la baja porosidad del agua y agua disponible de los sustratos.

Para superar la limitante qu6mica del sustrato Agroplus se aconseja, aumentar la frecuencia de fertirrigaci6n para mantener en la soluci6n del mismo cationes que pueden ser adsorbidos por el complejo de intercambio cati6nico, y no sean lixiviados.

4.2.5.2- Peso

Se estudiaron los sustratos a trav6s de la respuesta en peso fresco total (PFT), suma de peso fresco a6reo y ra6z, y se observ6 que mantienen el mismo comportamiento que al ser estudiados a trav6s del PFA. Debido al bajo peso relativo del PFR respecto al PFT, no incide en forma significativa sobre 6ste. Por tal motivo, el an6lisis de los sustratos a

través del crecimiento del plantín será evaluado en base a la variable peso fresco aéreo, ya que proporciona mayor información para realizar un análisis de las diferencias entre estos sustratos.

El peso del plantín, como medida de crecimiento, toma mayor importancia en su última etapa, ya que el plantín debiera alcanzar un tamaño adecuado para el trasplante. De esta forma resulta conveniente a los 45 días después de siembra, analizar el crecimiento del plantín por medio de diferentes variables: peso fresco aéreo y de raíz y peso seco aéreo y de raíz.

Evolución del Peso Fresco del plantín

A los efectos de analizar la evolución del crecimiento de los plantines por medio de su peso fresco aéreo (PFA), se presentan en el siguiente cuadro, el PFA promedio para cada tratamiento, a 25, 32, 40 y 45 días después de la siembra (DDS). El test estadístico realizado, permite en cada fecha observar las diferencias entre sustratos.

Cuadro N° 4.28

Evolución del Peso fresco aéreo (g) de plantín por tratamiento.

Sustrato	25 DDS	32 DDS	40 DDS	45 DDS
IMM	0.16 ab	0.88 c	2.26 c	4.44 c
C. Valdense	0.19 a	0.55 e	1.21 e	2.54 e
Bioagro	0.20 a	1.04 b	2.29 c	4.21 c
Marichal	0.19 a	1.33 a	2.57 b	4.94 b
Agroplus	0.16 b	0.30 f	0.60 f	1.43 f
Britos	0.22 a	0.97 bc	2.82 a	5.43 a
Torres	0.20 a	0.74 d	1.55 d	3.52 d

Letras diferentes indican diferencias significativas dentro de la misma fecha ($P < 0,05$).

Gráfico N° 4.20

Evolución de peso fresco aéreo en tratamientos fertilizados

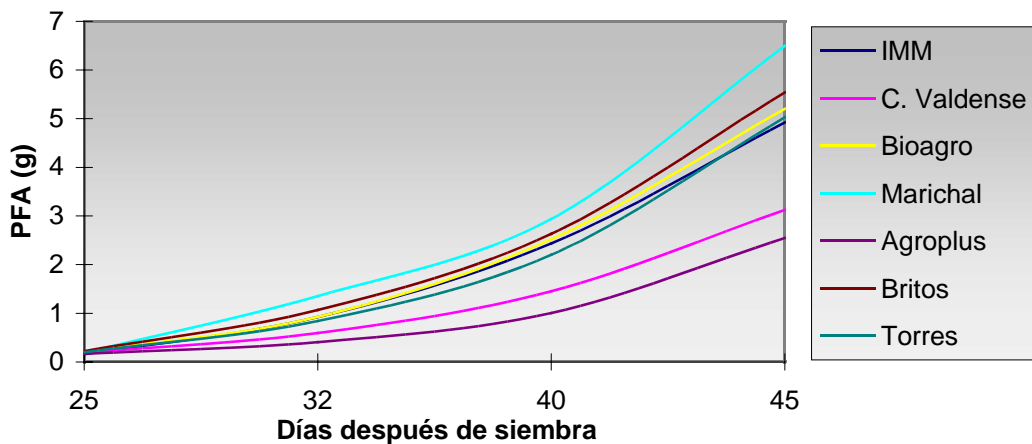
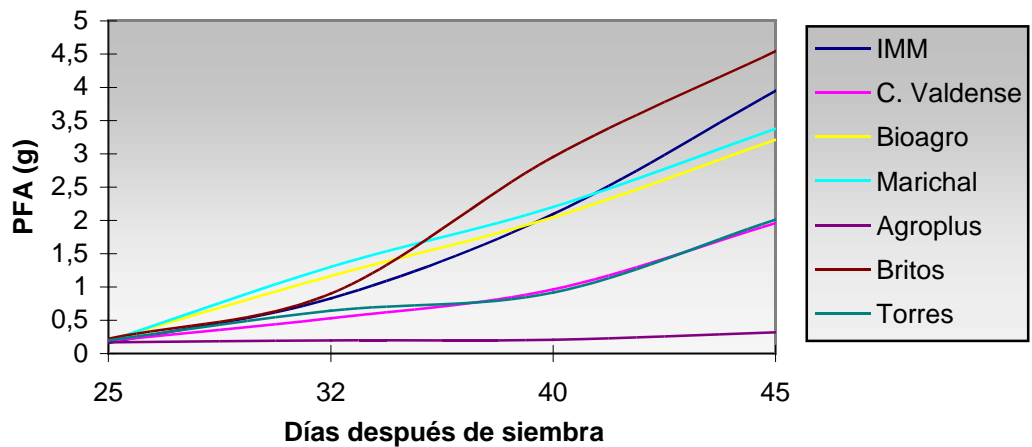


Gráfico N° 4.21

Evolución de peso fresco aéreo en tratamientos sin fertilización



En los gráficos 4.20 y 4.21 se observa que durante el período en que se realizó el ensayo de crecimiento, el peso del plantín aumenta con la edad. Este comportamiento, donde el peso del plantín aumenta en forma exponencial, corresponde a la fase inicial de la curva sigmoide, modelo de crecimiento que presentan los vegetales. La pendiente de la curva representa la tasa de crecimiento del plantín.

Al inicio, a 25 DDS, el único sustrato que se diferencia significativamente es el Agroplus, el cual presenta menor PFA respecto a los demás sustratos. Las diferentes respuestas en PFA de los plantines registradas en fechas posteriores, 32, 40 y 45 DDS, manifiestan mayores diferencias entre sustratos. Los requerimientos físicos y químicos del plantín en el crecimiento inicial, son mayormente cubiertos por el aporte de los sustratos. En las últimas etapas, el plantín aumenta sus requerimientos y su crecimiento depende en mayor medida de las características del sustrato, volviéndose más evidente las diferencias entre ellos.

El análisis estadístico, indica que desde un principio, a 25 DDS, en el sustrato Agroplus, se registran los valores de PFA más bajos. Este comportamiento se mantiene durante todo el período del ensayo respecto a los restantes sustratos. Cabe destacar que anteriormente al analizar las características de este sustrato no se encontraron limitantes físicas, pero sí importantes deficiencias químicas. De este modo, se deduce que la fertilización aplicada no permite superar las limitantes químicas que presenta este sustrato, impidiendo un desarrollo adecuado del plantín.

Desde los 40 DDS, en la mayoría de los sustratos tratados con fertilización, se observa que los plantines responden con un aumento en el PFA, lo cual indica limitantes químicas en tales sustratos, para este período de crecimiento del plantín. Esta respuesta provoca una disminución en las diferencias entre los tratamientos fertilizados (gráficas 4.20 y 4.21), lo cual es demostrado al analizar el C.V.

En el cuadro 4.29 se presenta la evolución de los coeficientes de variación para los diferentes tratamientos. En los tratamientos fertilizados se aprecia una disminución del C.V. con el crecimiento del plantín, al igual que sucede al analizar la variable altura.

Cuadro N°4.29

Evolución de la media, desvío estándar y coeficiente de variación del PFA, según tratamiento.

	Días después de siembra		
	25		
	Media (cm)	Desvío	C.V. (%)
Sin fertilización	0.194	0.098	50.7
Con fertilización	-----	-----	-----
	32		
Sin fertilización	0.796	0.451	56.7
Con fertilización	0.865	0.496	57.3
	40		
Sin fertilización	1.618	1.035	63.9
Con fertilización	2.177	0.975	44.8
	45		
Sin fertilización	2.75	1.626	59.1
Con fertilización	4.82	1.74	36.0

C.V.: Coeficiente de variación.

Cuadro N° 4.30

Evolución del peso fresco de la raíz del plantín (g), por tratamiento.

Sustrato	25 DDS	32 DDS	40 DDS	45 DDS
IMM	0.041 a	0.260 c	0.615 b	1.146 c
C. Valdense	0.100 a	0.260 c	0.444 c	0.821 d
Bioagro	0.061 a	0.347 b	0.899 a	1.355 b
Marichal	0.046 a	0.505 a	0.875 a	1.507 a
Agroplus	0.035 a	0.178 c	0.266 d	0.475 e
Britos	0.032 a	0.208 c	0.611 b	1.311 b
Torres	0.055 a	0.329 b	0.778 a	1.252 bc

Letras diferentes indican diferencias significativas dentro de la misma fecha ($p < 0.05$).

Al analizar el crecimiento del plantín mediante la evolución del peso fresco de raíz (PFR), se observan diferencias entre los sustratos, a partir de los 32 DDS y recién a los 45 DDS se observa respuesta a la fertilización (cuadro 4.30). Esta variable al igual que PFA, también expresa en el sustrato Agroplus un menor desarrollo del plantín durante todo el período de crecimiento.

Peso Fresco Aéreo a 25 días después de siembra

Los primeros registros de peso del plantín se obtuvieron a 25 días después de la siembra, (no se realizan aún tratamientos con fertilizante), por lo que para esta fecha, el

análisis de varianza se realiza únicamente para el factor sustrato. En el siguiente cuadro se presenta un resumen de los resultados de este análisis.

Cuadro N° 4.31

Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 25 DDS.

Fuente de variación	p(F>F ₀)
Sustrato	0.0004

Desde esta fecha los tratamientos ya manifiestan diferencias entre sustratos.

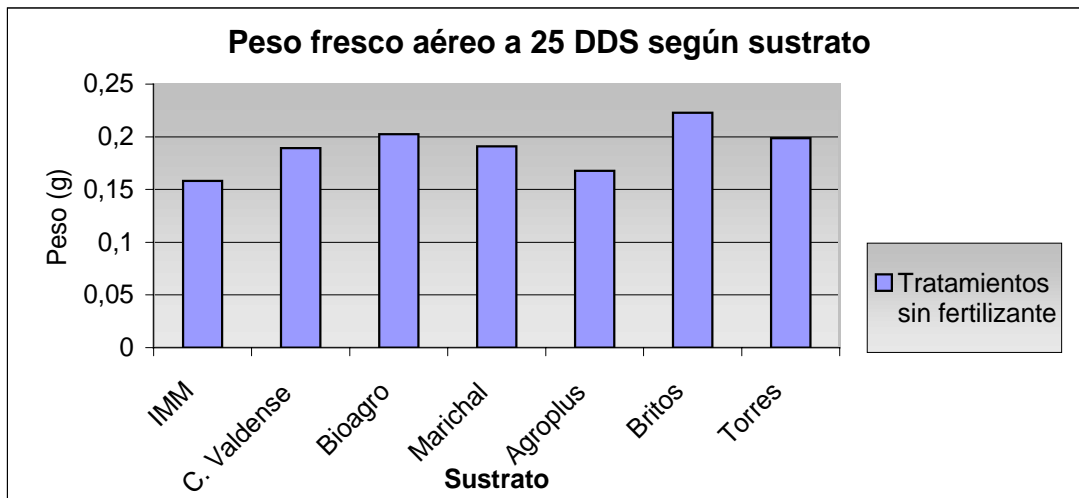
Cuadro N° 4.32

Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 25 DDS.

	Tratamientos Sin fertilización
IMM	0.16 ab
C. Valdense	0.19 a
Bioagro	0.20 a
Marichal	0.19 a
Agroplus	0.16 b
Britos	0.22 a
Torres	0.20 a

Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Gráfico N° 4.22



El ANAVA del PFA de plantín indica diferencias entre sustratos. En el cuadro 4.32 se aprecia que la mayoría de los sustratos presentan una respuesta similar en PFA. Se diferencia el sustrato IMM con un crecimiento levemente menor y el sustrato Agroplus presentando significativamente menor PFA de plantín.

El crecimiento levemente menor del plantín en el sustrato IMM es explicado en parte, por su alto valor de conductividad, que disminuye la velocidad de crecimiento del plantín y por tanto su tamaño y peso.

El sustrato Agroplus presenta el menor PFA de plantín debido a sus grandes limitantes químicas, determinando una menor tasa de crecimiento como se aprecia en las pendientes de los gráficos 4.20 y 4.21.

Peso Fresco Aéreo a 32 días después de siembra

El cuadro de análisis de varianza, que se presenta a continuación (cuadro 4.33) permite estudiar en forma individual los efectos de sustrato y fertilizante, en el crecimiento del plantín, y su interacción en esta fecha.

Cuadro N° 4.33

Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 32 DDS.

Fuente de variación	p(F>F₀)
Sustrato	<0.0001
Fertilización	0.3904
Sustratos*Fertilización	0.7911

En esta etapa del crecimiento del plantín el ANAVA no registra interacción entre los efectos sustrato y fertilización. Tampoco un efecto debido a la fertilización, no obstante, en esta fecha se debe tener presente el corto período en que los tratamientos fueron tratados con fertilizante. Sin embargo, por medio de este test los plantines manifiestan diferencias entre sustratos al igual que a 25 DDS.

En el siguiente cuadro se presentan, los promedios de PFA en ambos tratamientos de fertilización y para cada sustrato con sus diferencias estadísticas.

Cuadro N° 4.34

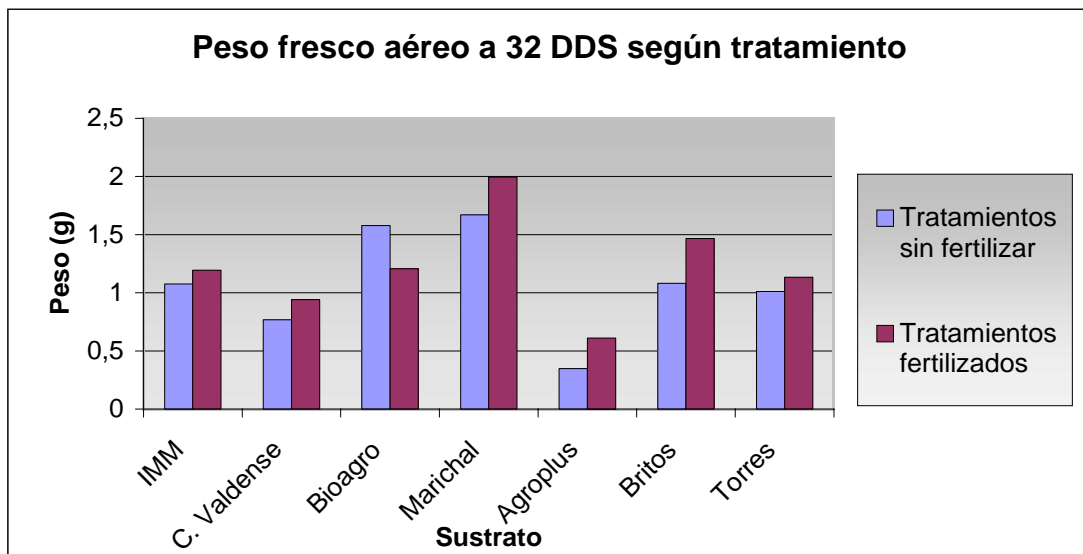
Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 32 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	0.83	0.92	0.88 c
C. Valdense	0.53	0.57	0.55 e
Bioagro	1.16	0.92	1.04 b
Marichal	1.3	1.35	1.33 a
Agroplus	0.19	0.4	0.30 f
Britos	0.9	1.03	0.97 bc
Torres	0.64	0.8	0.74 d
Media	0.80	0.87	
Desvío estándar	0.45	0.5	

Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

A los 32 días después de la siembra se aprecian claras diferencias entre sustratos. En esta fecha aún no se obtiene un incremento en PFA en los tratamientos que son fertilizados, esto indica que en este período los sustratos evaluados a excepción de Agroplus (que será analizado posteriormente), no presentan limitantes químicas para el crecimiento del plantín. En este momento las diferencias encontradas en PFA de los plantines se deben a las características físicas de los sustratos.

Gráfico N° 4.23



Entre los sustratos analizados, se destaca el Marichal, por presentar superior PFA de plantín. Los sustratos C. Valdense y Agroplus se destacan por presentar los menores PFA de plantín (cuadro 4.34 y gráfico 4.23).

Considerando lo mencionado en el párrafo anterior, puede afirmarse que hasta esta fecha el sustrato Marichal es el que posee mejores propiedades físicas para el crecimiento del plantín, concordando con los resultados del análisis físico que fue realizado anteriormente (cuadro 4.5). Los resultados obtenidos en el sustrato C. Valdense, confirman las malas características físicas que se observan al realizar el análisis en el punto 4.1.1. El sustrato Agroplus presenta el menor valor de PFA, en este caso se debe a altas carencias químicas ya que como se analizó anteriormente en el punto 4.1.2, éste presenta malas propiedades químicas que no permiten el crecimiento del plantín en este sustrato.

Peso Fresco Aéreo a 40 días después de siembra

En el siguiente cuadro se presenta un resumen de los resultados del análisis de varianza del PFA, en el que se estudian las variables sustrato, fertilización y su interacción en esta fecha.

Cuadro N° 4.35

Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	p(F>F ₀)
Sustrato	<0.0001
Fertilización	0.0002
Sustratos*Fertilización	0.1329

En esta fecha, no se aprecia interacción entre las variables sustrato y fertilización, al igual que en fechas anteriores, pero se puede observar que los tratamientos que recibieron fertilización, comienzan a diferenciarse de los no fertilizados, superándolos significativamente. Los sustratos continúan mostrando diferencias entre ellos. (cuadros 4.35 y 4.36).

Al no existir interacción entre los efectos de sustrato y fertilización para el PFA del plantín, significa que las diferencias entre sustratos se deben a las características físicas de cada uno.

Debido al aumento de la tasa de crecimiento que presentan los plantines en esta etapa, característico de su crecimiento exponencial, los sustratos no logran satisfacer la mayor demanda de nutrientes, expresándose las limitantes químicas que presentan los sustratos en esta fecha.

En el cuadro 4.36 se presenta, el valor medio de PFA para cada sustrato, obtenido del promedio de las respuestas de ambos tratamientos de fertilización y el resultado de la prueba de comparación de medias.

Cuadro N° 4.36

Peso fresco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 40 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	2.1	2.43	2.26 c
C. Valdense	0.96	1.45	1.21 e

Bioagro	2.05	2.53	2.29 c
Marichal	2.2	2.94	2.57 b
Agroplus	0.21	1.0	0.60 f
Britos	2.96	2.68	2.82 a
Torres	0.91	2.2	1.55 d
Media	1.63 b	2.18 a	
Desvío estándar	1.03	0.97	

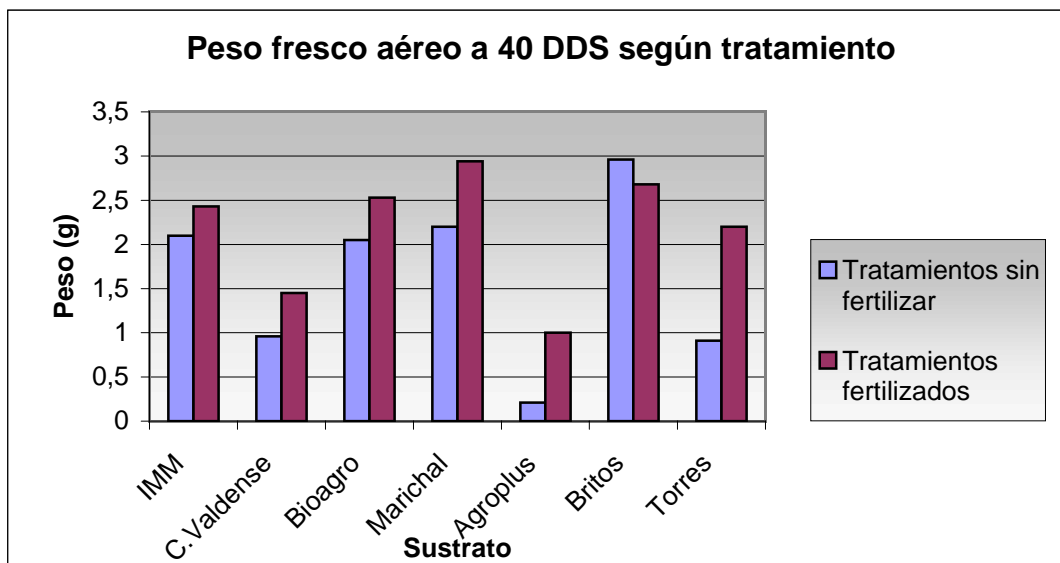
Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

De estos datos se desprende que los tratamientos fertilizados presentaron en promedio una respuesta superior en 0.55 gramos, lo que representa un 33 % por encima de la respuesta obtenida en los tratamientos que no fueron fertilizados.

Los sustratos Britos, Marichal, Bioagro y IMM, son los que presentan los valores más altos de PFA, de modo que en ellos las características físicas resultaron menos limitantes que en los sustratos Torres y C. Valdense. Al ser analizados físicamente, el sustrato Torres posee una baja relación porosidad del agua:porosidad del aire y el sustrato C. Valdense, una baja disponibilidad de agua. Estas características no permiten un adecuado crecimiento del plantín.

En el sustrato Agroplus se continúa registrando el menor valor de PFA de plantín, pero en este caso no se relaciona a limitantes físicas sino químicas, ya que considerando los resultados obtenidos en los análisis físico y químico de los sustratos, se observan importantes carencias químicas para el crecimiento del plantín.

Gráfico N° 4.24



Peso a 45 días después de siembra

Al analizar el peso en diferentes fases de su crecimiento, se observa que a 45 DDS los sustratos se diferencian con mayor claridad que en fechas anteriores. De esta forma se comprueba que a medida que aumenta la edad del plantín, los sustratos tienen mayor incidencia sobre su desarrollo y crecimiento y por tanto sobre su peso.

Peso Fresco Aéreo a 45 días después de siembra

En el siguiente cuadro se presenta el resumen de los resultados del análisis de varianza considerando los efectos sustrato, fertilización y su interacción a 45 DDS.

Cuadro N° 4.37

Resultados del análisis de varianza del peso fresco aéreo del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	p(F>F ₀)
Sustrato	< 0.0001
Fertilización	< 0.0001
Sustratos*Fertilización	0.07

El ANAVA registró un nivel de significancia de 0.07 para el efecto de interacción entre el sustrato y el nivel de fertilización. En esta fecha continúan registrándose los efectos individuales de fertilización y sustrato.

En el cuadro 4.38 se presenta el valor promedio de PFA en cada tratamiento y el valor promedio de ambos tratamientos de fertilización para cada sustrato junto con el resultado de la prueba de comparación de medias.

Cuadro N° 4.38**Peso fresco aéreo promedio (g) de plantín por tratamiento, a los 45 DDS.**

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	3.95	4.92	4.44 c
C. Valdense	1.96	3.12	2.54 e
Bioagro	3.21	5.20	4.21 c
Marichal	3.38	6.50	4.94 b
Agroplus	0.32	2.55	1.43 f
Britos	4.54	6.32	5.43 a
Torres	2.01	5.03	3.52 d
Media	2.75 b	4.81 a	
Desvío estándar	1.62	1.74	

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

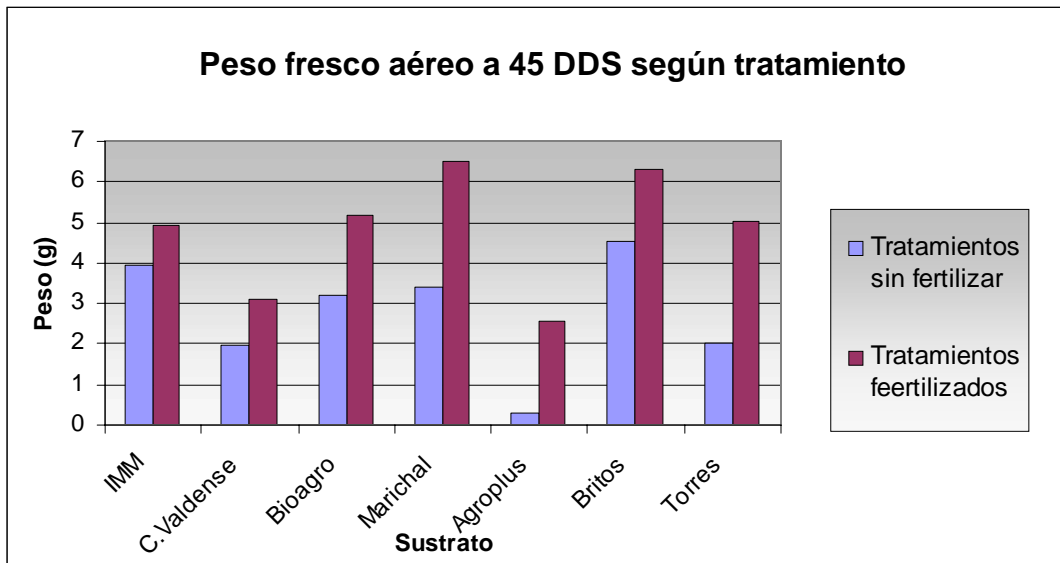
Los tratamientos fertilizados presentan en promedio una respuesta que supera en un 75% la respuesta promedio de los tratamientos no fertilizados.

Los resultados de las pruebas de comparación de medias para los tratamientos, muestran claramente el aumento en PFA en todos los sustratos al recibir fertilización, a excepción del sustrato IMM, el cual presenta similar respuesta en el PFA del plantín, en ambos tratamientos (cuadro 4.38).

Las medias de cada tratamiento muestran el aumento en PFA en todos los sustratos al recibir fertilización (cuadro 4.38).

Los sustratos que al ser fertilizados registraron aumentos en PFA del plantín, manifiestan limitantes químicas para su crecimiento en esta etapa. Esto puede explicarse por la mayor tasa de crecimiento de los plantines en esta etapa y por lo tanto sus mayores requerimientos no son satisfechos por los aportes de los sustratos, que sí lo hacían al inicio de su crecimiento.

Gráfico N° 4.25



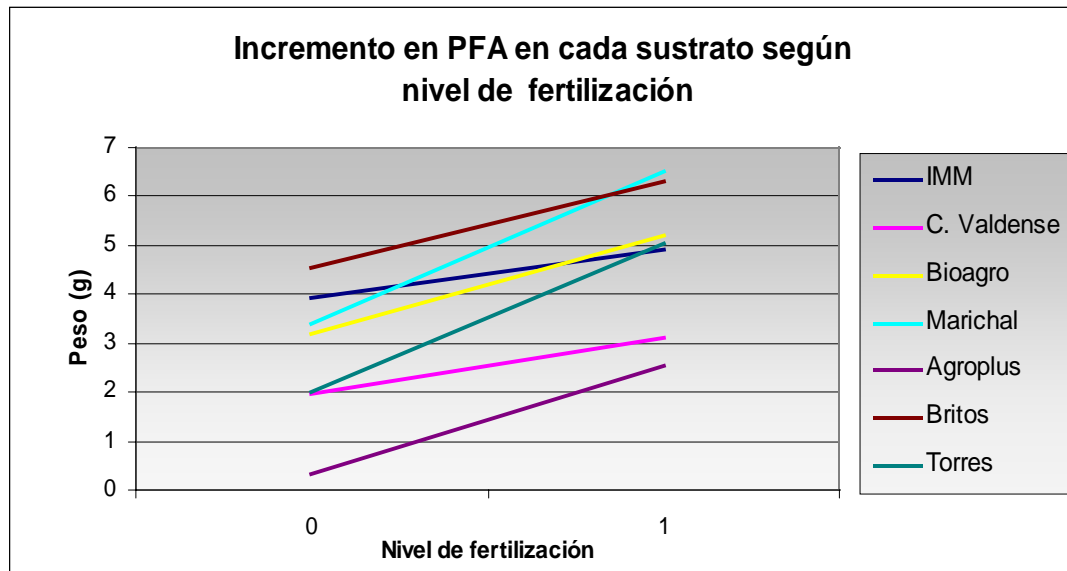
Cualitativamente pueden apreciarse diferentes respuestas a la fertilización según los sustratos. En el cuadro 4.39 se presenta el incremento en gramos del PFA al comparar tratamientos fertilizados y no fertilizados en cada sustrato.

Cuadro N° 4.39

Incremento de peso fresco aéreo del plantín (g) al fertilizarlo según sustrato.

Sustrato	Incremento
Marichal	3.12
Torres	3.01
Agroplus	2.22
Bioagro	1.99
Britos	1.78
C. Valdense	1.16
IMM	0.97

Gráfico N° 4.26



Los sustratos Marichal y Torres, al tratarlos con fertilización son los que presentan mayor incremento en el PFA del plantín. Este comportamiento permite afirmar que el sustrato Marichal presenta limitantes químicas y como ya se mencionó al analizar su respuesta a los 40 DDS, no presenta grandes limitantes físicas para el crecimiento del plantín. La limitante química que presenta el sustrato Torres se debe a la carencia de nutrientes, acentuada por las características físicas del sustrato, principalmente la baja retención de agua que limita la absorción de nutrientes.

El sustrato Agroplus, al tratarlo con fertilización, incrementa el PFA del plantín, de modo que el crecimiento del plantín en este sustrato está limitado químicamente. Pese a que este incremento se da en menor magnitud que en el Marichal y el Torres, análisis anteriores permiten concluir que el menor grado de incremento en este sustrato está determinado por grandes limitantes químicas, que no son cubiertas con el nivel de fertilizante aplicado y en consecuencia el peso alcanzado en el sustrato es el más bajo.

El sustrato Bioagro, al tratarlo con fertilización incrementa el PFA del plantín, aunque en menor magnitud que el Marichal y el Torres, de modo que el crecimiento del plantín en este sustrato, está limitado químicamente, pero en menor grado que en los sustratos Marichal y Torres.

Los menores incrementos del PFA en los sustratos, Britos y C. Valdense indican menores limitantes químicas para el crecimiento del plantín, lo cual se confirma al analizar los resultados del análisis químico de los sustratos.

El sustrato IMM no tiene incremento del PFA, por lo tanto no presenta limitantes químicas para el crecimiento del plantín, coincidiendo con el nivel de nutrientes observado al realizar el análisis químico en este sustrato.

Peso Fresco de Raíz a 45 días después de siembra

En el siguiente cuadro se presenta un resumen del análisis de varianza en el que se estudian los efectos de sustrato, fertilización y su interacción.

Cuadro N° 4.40

Resultados del análisis de varianza del peso fresco de raíz, a los 45 DDS.

Fuente de variación	Pr>Fo
Sustrato	<0.0001
Fertilización	0.0003
Sustratos*Fertilización	0.4825

El análisis de varianza de esta variable muestra que en esta fecha, al igual que para PFA no se observa interacción entre sustrato y fertilización y sí existen diferencias significativas entre niveles de fertilización y entre sustratos.

Los sustratos tratados con fertilización incrementaron el PFR, indicando presencia de limitantes químicas para el crecimiento del plantín. Este incremento, fue similar para todos los sustratos (cuadro 4.40). Las diferentes respuestas en el PFR entre estos sustratos, queda determinada por las características físicas que presenta cada uno, a excepción del sustrato Agropus.

Cuadro N° 4.41

Peso fresco de raíz promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 45 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	1.11	1.18	1,15 c
C. Valdense	0.68	0.97	0,82 d
Bioagro	1.21	1.5	1,36 b
Marichal	1.23	1.78	1,51 a
Agropus	0.19	0.76	0,48 e
Britos	1.23	1.39	1,31 b
Torres	1.16	1.34	1,26 bc
Media	0,97 b	1,27 a	
Desvío estándar	0,53	0,55	

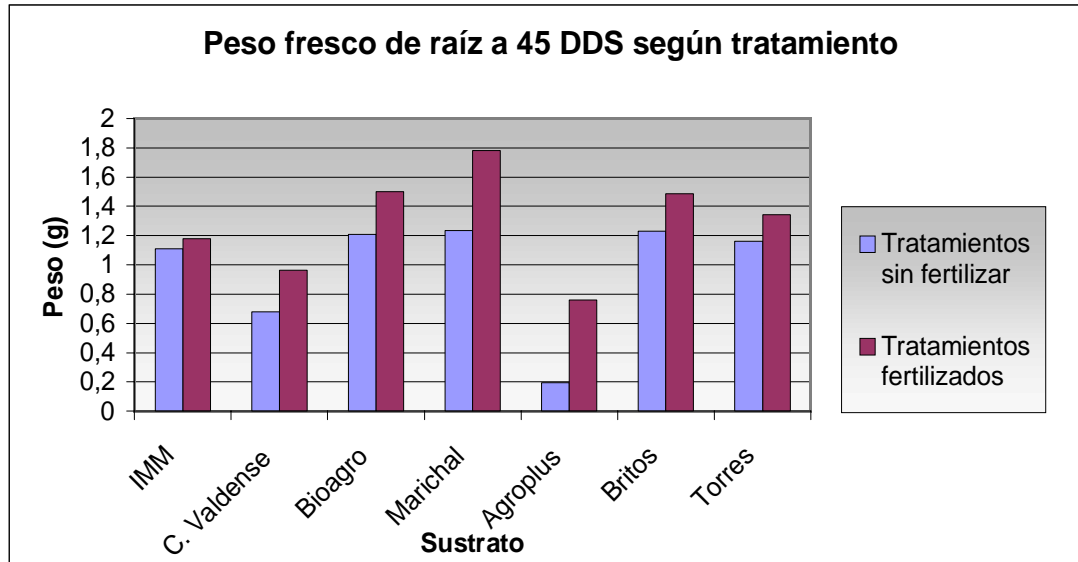
Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

De estos datos se desprende que los tratamientos fertilizados presentaron en promedio una respuesta superior en 0.30 gramos, lo que representa un 31 % por encima de la respuesta obtenida en los tratamientos que no fueron fertilizados.

Se observa claramente que los sustratos C. Valdense y Agroplus presentan valores de PFR inferiores a los restantes sustratos, pudiendo inferirse limitantes físicas en C. Valdense, principalmente por baja disponibilidad de agua y confirmar en el sustrato Agroplus las elevadas limitantes químicas ya analizadas para PFA. Mientras que los sustratos, Marichal, Bioagro, Britos, Torres e IMM presentan respuestas superiores, lo que revela menores limitantes físicas que C. Valdense, para el crecimiento del plántin.

En esta fecha, las respuestas de PFR obtenidas en los sustratos, mantuvieron un orden similar al que presentaron en PFA, pero en PFA se encontraron mayores diferencias entre los sustratos; esto demuestra que el PFA es mejor indicador de crecimiento, el que permite una mejor apreciación de las diferencias entre los medios de crecimiento.

Gráfico N° 4. 27



Peso Seco Aéreo a 45 días después de siembra

En el cuadro 4.42 se presenta un resumen del análisis de varianza, en el que se estudian los efectos de sustrato, fertilización y su interacción.

Cuadro N° 4.42

Resultados del análisis de varianza del peso seco aéreo del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	p(F>Fo)
Sustrato	0.0001
Fertilizacion	0.0004
Sustratos*Fertilización	0.1508

Para esta variable se observaron diferencias significativas entre sustratos y entre fertilización. En los tratamientos fertilizados el PSA incrementó en igual magnitud en todos ellos, superando sus limitantes químicas.

En el cuadro 4.43 se presentan los resultados obtenidos por las pruebas de comparación de medias, realizada a los sustratos, el valor promedio y de desvío estándar de peso seco aéreo de los plantines en cada nivel de fertilización.. Se aprecia en los sustratos, el mismo comportamiento relativo, que el que presentan al analizar PFA a 45 DDS.

Cuadro N° 4.43

Peso seco aéreo promedio de plantín (g) por tratamiento, a los 45 DDS.

	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	0.31	0.35	0.33 b
C. Valdense	0.13	0.18	0.15 d
Bioagro	0.34	0.38	0.36 b
Marichal	0.34	0.62	0.48 a
Agroplus	0.09	0.14	0.12 d
Britos	0.37	0.56	0.47 a
Torres	0.18	0.36	0.27 c
Media	0,25 b	0,37a	
Desvío estándar	0,14	0,22	

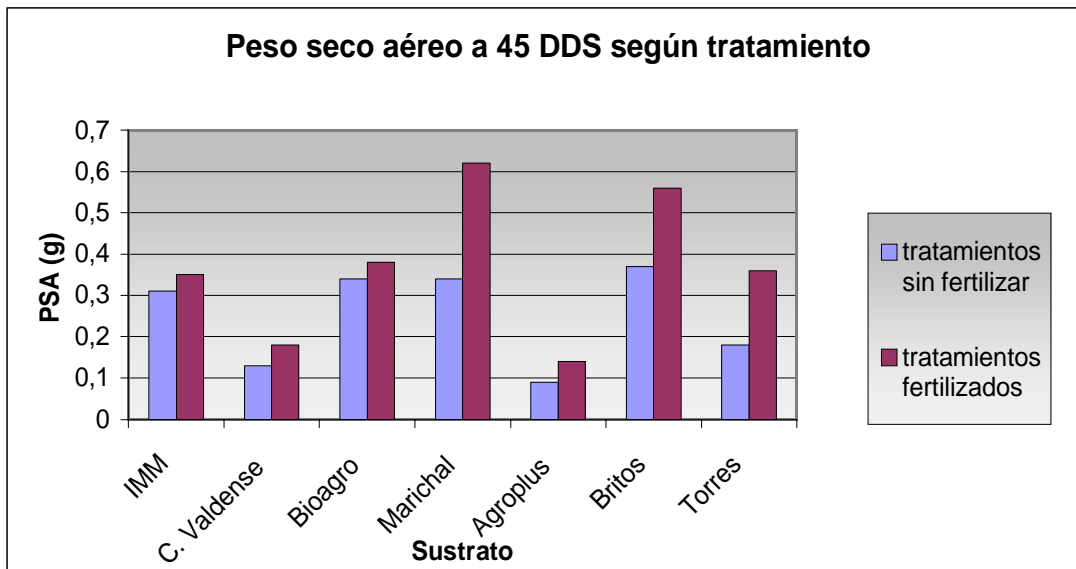
Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Los tratamientos fertilizados presentan un promedio de peso seco aéreo superior a los tratamientos que no fueron fertilizados, en 0.11 grs, representando un 42.3 % de su PSA.

Las pruebas de comparación de medias permiten afirmar que los sustratos Marichal y Britos son los que físicamente permitieron el mayor crecimiento, seguidos por los sustratos Bioagro, IMM y Torres, los que presentan limitantes físicas en grados similares

entre ellos. Esta variable manifiesta las mayores limitantes físicas en el sustrato C. Valdense, así como las altas limitantes químicas en el sustrato Agroplus que no permitieron expresar su potencial físico.

Gráfico N° 4.28



Peso Seco Raíz a 45 días después de siembra

En el cuadro 4.44 se presenta un resumen del análisis de varianza en el que se estudian los efectos de sustrato, fertilización y su interacción.

Cuadro N° 4.44

Resultados del análisis de varianza del peso seco de raíz del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	p(F>Fo)
Sustrato	0.0701
Fertilización	0.0437
Sustratos*Fertilización	0.9325

Para esta variable no es significativa la interacción, mientras que se observaron diferencias entre sustratos. En los tratamientos fertilizados el peso seco de raíz (PSR) incrementó en igual magnitud en todos ellos.

En el cuadro 4.45 se presenta la media de PSR, de cada sustrato, identificándose las diferencias entre ellas que surgen de las pruebas de comparación de medias. Se aprecia

similar comportamiento en la respuesta de los sustratos a PSR que el que presentan al analizar PFR a 45 DDS.

Cuadro N° 4.45

Peso seco de raíz promedio de plantín por tratamiento, a los 45 DDS.

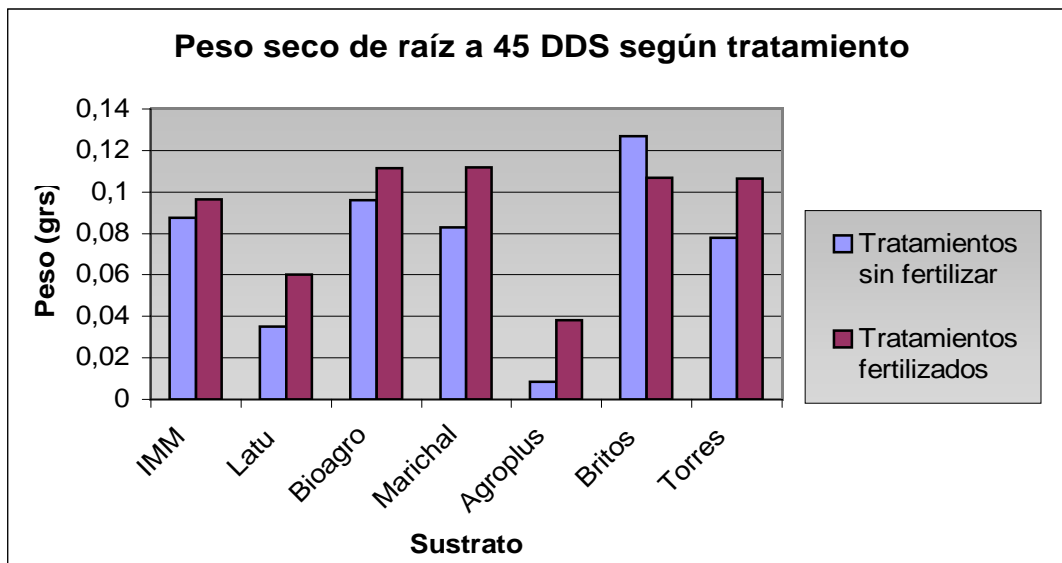
	Tratamientos sin fertilización	Tratamientos fertilizados	Media
IMM	0.09	0.10	0,10 b
C. Valdense	0.04	0.09	0,06 c
Bioagro	0.10	0.11	0,10 b
Marichal	0.08	0.11	0,10 b
Agroplus	0.04	0.07	0,06 c
Britos	0.13	0.13	0,13 a
Torres	0.08	0.11	0,09 b
Media	0,08 b	0,10 a	
Desvío estándar	0,05	0,05	

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Los tratamientos fertilizados presentan un promedio de peso seco radicular superior en 0.02 g, que los tratamientos que no fueron fertilizados, lo que representa un crecimiento mayor en un 25 %.

Los sustratos C. Valdense y Agroplus presentaron los menores valores de PSR, al igual que se observó al analizar anteriormente las variables: PFA, PFR y PSA. Es importante mencionar que en esta variable, los sustratos no presentan grandes diferencias entre ellos y que estas diferencias, resultaron aún menores que en el análisis del PFR (gráfico 4.29).

Gráfico N° 4.29



Relación peso fresco aéreo/peso fresco raíz a 45 días después de siembra.

A continuación en el cuadro 4.46 se presenta la relación peso fresco aéreo/peso fresco raíz de los plantines a los 45 DDS.

Cuadro N° 4.46

Relación PFA/PFR según tratamiento, a los 45 DDS.

Tratamientos s/fertilizar		Tratamientos fertilizados		Diferencia	
Sustrato	PFA/PFR	Sustrato	PFA/PFR	Sustrato	PFA/PFR
Britos	3.69	Britos	4.55	Torres	2.02
IMM	3.56	IMM	4.17	Agroplus	1.67
C. Valdense	2.88	Torres	3.75	Marichal	0.90
Marichal	2.75	Marichal	3.65	Bioagro	0.81
Bioagro	2.65	Bioagro	3.47	IMM	0.61
Torres	1.73	Agroplus	3.36	C. Valdense	0.33
Agroplus	1.68	C. Valdense	3.22	Britos	0.86

En los tratamientos sin fertilizar la mayor relación PFA/PFR se observa en los sustratos Britos y IMM, los cuales presentan alto nivel de nutrientes logrando un peso aéreo mayor y menor crecimiento de la raíz que en sustratos que presentan mayores limitantes químicas, como los sustratos Agroplus y Torres, lo que estimula el crecimiento radicular y afecta en mayor grado el crecimiento aéreo.

La relación PFA/PFR en los tratamientos fertilizados aumentó en todos los sustratos. Esta relación aumentó más en el sustrato Agroplus el que presentaba altas

limitantes químicas y en el sustrato Torres, que presentaba carencias nutricionales. El aumento fue menor en los sustratos que presentaron menores limitantes químicas. De esta observación se deduce un mayor crecimiento de la parte aérea en relación a la radicular al recibir fertilización, y este crecimiento es mayor si las limitantes químicas son mayores.

Relación peso seco aéreo/peso fresco aéreo a 45 días después de siembra

En esta etapa del crecimiento es importante considerar la relación PSA/PFA ya que en el momento de transplante los plantines deben tener una consistencia adecuada que no facilite afecciones sanitarias y lesiones causadas en el manejo.

En el siguiente cuadro se presenta la relación PSA/PFA a los 45 DDS para cada sustrato según tratamiento y la diferencia de esta relación entre ambos tratamientos en cada sustrato.

Cuadro N° 4.47

Relación PSA / PFA según tratamiento, a los 45 DDS

Tratamientos sin Fertilizar		Tratamientos Fertilizados		Diferencia (trat. fert-trat. sin fert.)	
Sustrato	PSA / PFA	Sustrato	PSA/PFA	Sustrato	PSA/PFA
C. Valdense	0.066	Agroplus	0.055	Agroplus	-0.226
IMM	0.078	C. Valdense	0.058	Bioagro	-0.033
Britos	0.081	IMM	0.071	Torres	-0.018
Torres	0.090	Torres	0.072	C. Valdense	-0.009
Marichal	0.101	Bioagro	0.073	IMM	-0.007
Bioagro	0.106	Britos	0.089	Marichal	-0.005
Agroplus	0.281	Marichal	0.095	Britos	0.007

El sustrato C. Valdense sin fertilización presentó la menor relación PSA/PFA, indicando plantines más suculentos. El sustrato que presentó claramente una mayor relación fue el sustrato Agroplus, mostrando un menor contenido de agua en los plantines, lo que fue observado visualmente. Los restantes sustratos se comportaron de forma intermedia.

La mayoría de los plantines al ser fertilizados, disminuyeron su relación es decir, aumentaron su contenido de agua, a excepción del sustrato Britos el que aumenta la relación. Esto puede explicarse porque los nutrientes son absorbidos por medio del agua, por lo tanto, los plantines que más aumentaron su crecimiento al ser fertilizados (que presentaban mayores limitantes químicas), también absorbieron más agua.

Resumen de la variable peso

Al analizar la variable peso las diferencias entre sustratos no se manifiestan tan claro como en la variable altura.

En la variable PFA del plantín a partir de los 40 DDS, existe respuesta a la fertilización, manteniéndose el mismo orden entre sustratos que en fechas anteriores. Al analizar los sustratos a los 45 DDS por medio de PFR se observó que mantuvieron un orden similar al que presentaron en PFA. El análisis de PFA presenta mayores diferencias entre los sustratos, este comportamiento demuestra que el PFA es un indicador más sensible a las diferencias entre los medios de crecimiento.

Al analizar la variable PSA a los 45 DDS, se observa que los sustratos presentan el mismo orden relativo que el PF aéreo y radicular, analizado en la misma fecha.

En el análisis del PSR a los 45 DDS, se encuentra similar comportamiento en la respuesta de los sustratos que el que presentan al analizar PFR en esta fecha.

Los plantines al ser fertilizados aumentan el contenido de agua, excepto el sustrato Britos, esto se visualiza en el valor positivo de la diferencia de la relación PSA/PFA entre tratamientos fertilizados y no fertilizados. Esto se debe al aumento de la tasa de absorción de agua al absorber los nutrientes en solución.

El sustrato Britos a los a los 40 y 45 DDS logra el mayor valor de PFA y PSA. A 45 DDS logra en el tratamiento sin fertilizar una alta relación PFA/PFR y la diferencia entre las relaciones PSA/PFA de los tratamientos fertilizados y sin fertilizar no indican un incremento en el contenido de agua de los plantines. Estos resultados evidencian una muy baja respuesta a la fertilización, lo que se debe a sus altos contenidos de nutrientes (cuadro 4.5).

El sustrato IMM a los 40 DDS y 45 DDS, logra altos valores de PFA, baja diferencia entre tratamientos (fertilizado y no fertilizado) y alto valor PFA/PFR en tratamiento sin fertilizar. Este comportamiento se debe al alto contenido de nutrientes al igual que en el sustrato Britos.

A los 45 DDS el sustrato Marichal presenta alta respuesta a la fertilización, alcanzando el tratamiento fertilizado el valor más alto de PFA y PSA. A los 40 y 32 DDS alcanza un alto valor de PFA. Esta respuesta se debe a las buenas propiedades físicas (porosidad del agua /porosidad del aire = 3) que se expresan al levantar las restricciones químicas.

El sustrato C. Valdense, en ambos tratamientos de fertilización, a los 32, 40, y 45, DDS, obtiene plantines con bajo valor de PFA, PSA, PFR y PSR. La disponibilidad de

nutrientes es limitante por el bajo contenido de agua disponible. Su baja relación PSA/PFA indica plantines suculentos.

El sustrato Agroplus desde el inicio del ensayo presentó los plantines con menor PFA. A los 45 DDS presenta los menores valores de PFR, PSA, PSR y además no presenta gran respuesta a la fertilización. Esto demuestra que la fertilización aplicada es insuficiente para superar las altas limitantes químicas de este sustrato. El mismo comportamiento se observó y fue analizado en la evaluación de la variable altura, estando determinado por el bajo contenido de nutrientes, (pág. 154). En el tratamiento no fertilizado la baja relación PFA/PFR, se debe a que las limitantes químicas promueven el mayor desarrollo radicular frente al desarrollo aéreo. La relación PSA/PFA indica que el sustrato presenta plantines menos suculentos.

Para el sustrato Agroplus se recomienda anticipar y aumentar la frecuencia de fertirrigación, igual que el manejo sugerido en la evaluación de altura del plantín.

A los 40 DDS el sustrato Torres presenta bajos valores de PFA. A los 45 DDS presenta la mayor respuesta en PFA a la fertilización y en tratamiento sin fertilizar una baja relación PFA/PFR. Por esta razón puede afirmarse que presenta junto con el sustrato Marichal, las mayores limitantes químicas. En esta fecha, la interacción encontrada entre características físicas y químicas muestra que el bajo contenido de agua de este sustrato dificulta la absorción de nutrientes por la planta.

Para el sustrato Torres se sugiere un aumento de la frecuencia de riego, igual que el manejo sugerido en la evaluación de altura del plantín.

A los 40 y 45 DDS el sustrato Bioagro presenta un valor de PFA intermedio indicando que no presenta grandes limitantes físico y químicas.

4.2.6- Análisis foliar

En el cuadro 4.48 se presentan los contenidos de macro y micronutrientes de la parte aérea de los plantines, a 45 DDS en todos los tratamientos.

Cuadro N° 4.48**Contenido de elementos en la parte aérea de los plantines, según tratamiento.**

Sustrato		N	P	K	Ca	Mg	Fe	Zn	Cu	Mn	B
		%						ppm			
Sin Fertilizar	IMM	3,05	0,51	3,61	1,46	0,59	174	83,5	6,5	22,5	4
	C. Valdense	2,40	0,60	3,87	0,57	0,37	151,5	57	5,5	37,5	.
	Bioagro	1,66	0,48	2,44	1,49	0,56	122	75	6	27	6
	Marichal	1,64	0,63	2,88	1,15	0,75	80,5	68,5	4,5	42	2,4
	Agroplus	1,18
	Britos	2,58	0,58	3,2	1,72	0,52	371,5	58	6	28	.
	Torres	1,86	0,63	2,7	1,48	0,72	118,5	65,5	3,5	36,5	2
Con Fertilización	IMM	3,68	0,54	3,62	1,43	0,57	198,5	80	7,5	24,5	.
	C. Valdense	3,63	0,66	3,97	0,66	0,43	249,5	61	4	59,5	.
	Bioagro	2,85	0,67	3,19	1,76	0,69	161,5	98	9,5	34	.
	Marichal	2,62	0,73	3,32	1,22	0,80	108,5	77	4,5	51,5	.
	Agroplus	4,18	0,72	3,34	1,6	0,6	159,5	76	1,5	55,5	1,2
	Britos	3,48	0,59	3,51	1,94	0,57	259	65,5	5	28	4
	Torres	3,16	0,77	3,43	1,31	0,8	161,5	80	5	54,5	31

El análisis foliar permite discriminar cuanti y cualitativamente el incremento de los elementos en la materia seca, en los plantines tratados con fertilización (Aminon Suelo). En general, se observa que el incremento en materia seca de los plantines, se debe a un incremento en todos los nutrientes. Para cada sustrato el macronutriente que presenta el mayor incremento es el N.

Las concentraciones de nitrógeno en los plantines que no recibieron fertilización, excepto el IMM, se encuentran por debajo del rango adecuado, 2.8 – 4.9 % M.S. según, P. Adams, 1986. Sin embargo, considerando como valores deficientes de nitrógeno en hoja, alrededor de 1,7 % de N, según Winsor et al. (1987) citado por Mori C. (2001), las únicas plantas deficientes, corresponden a las que se desarrollaron en los sustratos Bioagro, Marichal y Agroplus. Los plantines que fueron fertilizados aumentaron la concentración en N en su tejido, alcanzando en todos los sustratos valores adecuados de N foliar, considerando las citas recién mencionadas por los autores P. Adams, 1986 y Winsor et al. 1987.

Los plantines sin fertilización que presentan una mayor concentración de N en su tejido aéreo, correspondieron a los que crecieron en sustratos con mayor contenido de este nutriente. Este es el caso de los sustratos Britos e IMM, que presentaron los mayores valores de peso fresco aéreo y altura. Lo contrario ocurre en los plantines que presentan deficiencias de N en su tejido, los cuales crecieron en medios con bajo contenido en este

nutriente, es el caso de los sustratos Bioagro y Agroplus. Cabe destacar que en estos últimos sustratos tratados con fertilización, se constató el mayor incremento en contenido de N, 252 % en el sustrato Agroplus, confirmando sus altas limitantes químicas, y 72 % en el sustrato Bioagro.

En los tratamientos sin fertilizar se observó que todas las plantas presentan contenidos adecuados de fósforo en su tejido (dentro del rango 0,40 a 0,65 % MS, propuesto por Adams P., 1986) lo que no se corresponde con el nivel de P que presentan los sustratos, ya que únicamente el sustrato Torres presenta un contenido dentro del rango 75-150 mg/l., citado como rango óptimo por Verdonck O. (1998). Este comportamiento de los plantines, permite concluir que el contenido de P en todos los sustratos no fue limitante para su crecimiento, a pesar de tener bajos contenidos de P. Los sustratos que presentaron mayor concentración de fósforo se tradujo en mayor concentración foliar de este nutriente, tal es el caso de los sustratos Marichal y Torres.

En el caso del potasio, los contenidos de este elemento en todas las plantas, se encuentran dentro del rango 2,7 – 5,9 % MS, propuesto por P. Adams, 1986, a pesar de que el único sustrato que contiene niveles de potasio dentro del rango óptimo, es el Agroplus. De todos modos se observa que el nivel de K presente en el sustrato influye en la extracción realizada por la planta, ya que las plantas sin fertilización que contienen los niveles más altos de potasio, corresponden a los medios de crecimiento IMM y C. Valdense, con los mayores niveles de potasio. Las plantas sin fertilización, con el contenido más bajo de potasio, crecieron en el sustrato Bioagro, con los contenidos de potasio más bajos.

El análisis foliar muestra que todas las plantas son deficientes en calcio, teniendo en cuenta el rango 2,4 – 7,2 % MS, propuesto por Adams P., (1986). Sin embargo, al tener presente lo mencionado por Winsor et al. (1987), que el contenido de calcio en las hojas jóvenes es relativamente bajo (1 a 2 %), sólo las plantas que crecen en el sustrato C. Valdense serían deficientes en calcio.

Las plantas que crecieron en el sustrato C. Valdense tratado con fertilización, presentan deficiencias de calcio, y escaso crecimiento, medido a través de altura y peso. Al analizar el contenido de macronutrientes en este sustrato, se puede afirmar que, la carencia de este elemento en el sustrato limita el crecimiento del plantín. Un análisis foliar con valores muy altos de nutrientes puede acusar una buena nutrición de la planta, pero también puede acusar la falta de un elemento nutritivo y una detención del crecimiento, Primavesi, 1982.

Los contenidos de magnesio en las plantas, sin fertilización se encuentran en el rango óptimo, 0,36 – 0,85 % MS, sugerido por Adams P. (1986), a pesar de que el único sustrato que posee contenidos de magnesio en el rango óptimo, es el Marichal.

La mayoría de las plantas sin fertilización, no tienen deficiencias de hierro, sus contenidos se encuentran dentro del rango 101 – 391 ppm propuesto por P. Adams, 1986. El sustrato Marichal es el que presenta el menor contenido en este nutriente y las plantas creciendo en este medio son las únicas que presentan deficiencias de hierro, las que son superadas en el tratamiento con fertilización.

En los tratamientos sin fertilizar, todas las plantas, que crecieron en los distintos sustratos presentan adecuado contenido de cinc según referencia 20-85 $\mu\text{g/g}$ sugerido por Adams P. (1986), reflejo de los altos contenidos de cinc que presentan los sustratos.

Considerando los elementos Cu, Mn y B, se encontró que las plantas son deficientes en todos los sustratos sin fertilizar, a pesar, que la mayoría de los sustratos contienen cobre y manganeso en el óptimo o encima de éste (cuadro 2.48).

Al comparar los resultados del análisis foliar de los tratamientos que no recibieron fertilización, con los que sí la recibieron, se comprobó que las carencias de los sustratos en macronutrientes fueron superadas. En los tratamientos fertilizados los únicos nutrientes deficientes en las plantas, fueron el Cu y B, los cuales no se incorporaron con el fertilizante aplicado, pues no se encuentran en su composición.

El análisis foliar correspondiente al tratamiento sin fertilizar del sustrato Agroplus, no se realizó, puesto que las plantas eran tan pequeñas que impidió realizarlo.

En el tratamiento fertilizado del sustrato Agroplus la concentración de los elementos en la planta se encuentra en el nivel adecuado propuesto por P. Adams (1986), y el crecimiento de estas plantas, medido en altura y peso, fue el menor. Una explicación de lo constatado, es que los nutrientes no son utilizados en el crecimiento de la planta y son acumulados. Según Primavesi, (1982), se observa el “efecto de acumulación” debido a la disminución del crecimiento vegetal.

En etapas iniciales del crecimiento (25 DDS) cuando aún no se efectúa tratamientos con fertilización, las plantas del sustrato Agroplus se diferencian del resto por tener menor crecimiento. Luego, cuando se fertiliza la planta no se recupera y mantiene durante todo el ensayo un crecimiento por debajo de la media. Por lo tanto, aunque se registró un aumento de la concentración de los nutrientes, la fertilización aplicada es insuficiente para recuperar el bajo crecimiento inicial del plantín.

Podría decirse que la característica del sustrato Agroplus, causante del menor crecimiento de los plantines, expresado en sus bajos valores de altura y peso, se debe a la baja CIC que presenta (debido a su composición con CAC) no permitiendo la adsorción de los nutrientes adicionados por medio de la fertilización, facilitando su lixiviación. No obstante, al observar la concentración de nutrientes en hoja es igual a los restantes sustratos fertilizados y adecuado según los rangos propuestos por Adams P., 1986. Es

decir, que si tiene la misma concentración que los demás sustratos debería tener el crecimiento igual a la media, y no por debajo. Por lo tanto, la planta creció debilmente en los primeros 25 DDS, quedando afectado su posterior crecimiento. Un análisis foliar con valores muy altos de nutrientes puede acusar una buena nutrición de la planta, pero también puede acusar la falta de un elemento nutritivo y un detenimiento del crecimiento, Primavesi, 1982.

Un manejo posible del sustrato Agroplus para aumentar el crecimiento del plantín, es anticipar la fertilización de la fecha 28 DDS, para este sustrato, para que no haya detención del crecimiento.

5- CONCLUSIONES

1- El porcentaje y tasa de emergencia de los plantines de tomate fueron afectados por los niveles de conductividad en los sustratos. Sustratos con altos niveles de conductividad tuvieron bajo porcentaje y tasa de emergencia de plantines de tomate. Es el caso de los sustratos IMM y C. Valdense que presentaron altos niveles de conductividad debido a su composición (con compost de residuos urbanos). Los sustratos que presentaron baja conductividad no limitaron el porcentaje ni la tasa de emergencia de los plantines. La baja conductividad en los sustratos Agroplus y Marichal estuvo determinada por la composición con materiales de baja conductividad (cáscara de arroz).

2- Los sustratos Agroplus y Marichal presentaron adecuadas propiedades físicas, expresadas en los valores de porosidad del agua y del aire dentro de los rangos recomendados, permitiendo mayor porcentaje y tasa de emergencia.

3- El crecimiento inicial del plantín está principalmente influido por las características físicas del sustrato, y en etapas finales por las características químicas. En el sustrato Marichal su óptima porosidad del agua y porosidad del aire permitió alcanzar los mayores valores de altura y peso de plantín al inicio del período de crecimiento. Al final del período de crecimiento, los plantines que crecieron en los sustratos IMM y Britos con altos niveles de nutrientes, tuvieron mayores alturas y pesos.

4- Las importantes deficiencias nutricionales en el sustrato Agroplus al inicio del período de crecimiento, perjudicaron el posterior desarrollo del plantín. Para disminuir este perjuicio se debe anticipar y aumentar la frecuencia de la fertilización.

5- Los materiales utilizados para elaborar los sustratos influyen en los contenidos nutricionales de los mismos. Los sustratos IMM y Britos que tenían suelo entre sus materiales de composición presentaron alto nivel nutricional, el sustrato Agroplus, compuesto con cáscara de arroz carbonizada presentó bajo nivel nutricional.

6- Los sustratos C. Valdense y Torres presentaron baja disponibilidad de agua, lo que limitó el crecimiento de los plantines.

7- En los sustratos orgánicos las variaciones en densidad aparente son principalmente explicadas por la densidad real, y en menor medida por la porosidad. Esto se debe al amplio rango de valores de densidad real que presentan estos sustratos.

8- Los plantines al ser tratados con fertilizante en todos los sustratos, aumentaron su crecimiento, lo que se comprobó en los mayores valores de altura, peso y contenido de nutrientes foliar. Este comportamiento evidenció la existencia de limitantes químicas en todos los sustratos.

9- El contenido de fósforo disponible en los sustratos presentó una alta relación con el valor de pH. En los sustratos IMM, C. Valdense y Bioagro que mostraron valores de pH superiores a 6, tuvieron baja disponibilidad de fósforo.

10- Las variables analizadas que mostraron mayor sensibilidad fueron altura y peso fresco aéreo del plantín. A su vez, se identificó la variable altura con mayor sensibilidad que la variable peso fresco aéreo.

6- SUGERENCIAS

1- Al realizar el análisis granulométrico de los sustratos se recomienda, además de los tamaños de tamiz empleados en el trabajo, utilizar tamices con mayor tamaño de orificio de malla, de forma de permitir identificar las partículas de mayor tamaño.

2- Se aconseja realizar como mínimo dos análisis de conductividad de los sustratos, durante el período de los ensayos de emergencia y crecimiento. De esta forma se puede analizar la evolución de la conductividad de los sustratos.

3- Para lograr caracterizar adecuadamente las condiciones ambientales de emergencia y crecimiento de los plantines, se requiere registrar la temperatura ambiente en forma frecuente durante el día.

4- Tomar como criterio de riego, el agregado de agua previamente calculado para cada sustrato considerando sus capacidades de contenedor.

5- La fertilización de los plantines debe iniciarse con mayor anticipación a la empleada en este trabajo, para que el fertilizante se encuentre disponible para los plantines desde el momento de repique. La anticipación de esta práctica, toma mayor importancia al utilizar sustratos con altas carencias nutricionales.

6- Para sustratos con bajos valores de agua disponible como presenta el sustrato Torres, se sugiere un aumento de la frecuencia de riego.

7- Estudiar el comportamiento de las plantas de tomate post-transplante para evaluar la calidad de los plantines provenientes de los diferentes sustratos, por medio de la cosecha obtenida al finalizar el ciclo del cultivo.

7- RESUMEN

El objetivo de este trabajo es evaluar sustratos orgánicos, compost elaborados por empresas comerciales, instituciones (municipios) y productores. Para la elaboración de los compost se utilizaron diversos materiales entre ellos: residuos urbanos, chipeado de podas, estiércol, cama de pollo, cáscara de arroz carbonizada, turba Sphagnum y mantillo de bosque.

Los sustratos fueron caracterizados física y químicamente. También agronómicamente mediante ensayos de emergencia y crecimiento de plantines de tomate, híbrido Empire, tipo semideterminado. Los ensayos se desarrollaron en el Centro Regional Sur de la Facultad de Agronomía, Canelones, y en el barrio Nuevo París, Montevideo, respectivamente.

Para evaluar la emergencia se realizó un conteo diario de los plantines emergidos, lo que permitió obtener las variables porcentaje y tasa de emergencia. El crecimiento de los plantines se estudió a través de la altura y pesos, fresco y seco de la parte aérea y de la raíz. Junto a estos ensayos se realizaron los análisis de la semilla, foliar, del agua de riego y se registraron las temperaturas ambientales diarias a las 12:00 horas.

En ambos ensayos, se utilizó un diseño de bloques completos al azar. En el ensayo de emergencia cada sustrato corresponde a un tratamiento. En el ensayo de crecimiento se evaluaron los 7 sustratos sin y con fertilización, resultando 14 tratamientos.

Los sustratos se caracterizaron físicamente por presentar bajos valores de porosidad total y de agua disponible y químicamente, presentaron grandes diferencias.

Los mayores valores en porcentaje y tasa de emergencia se observaron en sustratos con mayor porosidad total y menor contenido en sales, lo que ocurrió en aquellos que presentaron en su composición cáscara de arroz. Por el contrario, los menores valores se registraron en sustratos con mayores contenidos en sales, los que fueron elaborados con compost de residuos urbanos.

El crecimiento del plantín se vió afectado por la disponibilidad de agua, que depende de la granulometría. Los sustratos de mayor tamaño granulométrico presentaron baja disponibilidad de agua. A partir de los 40 días después de la siembra, todos los sustratos presentaron limitantes químicas. En este momento comienza a observarse efecto de la interacción entre las características físico-químicas del sustrato y el nivel de fertilización. Los plantines que alcanzaron mayor crecimiento fueron los que se desarrollaron en medios con alto nivel nutricional, los que se caracterizaron por presentar alto contenido de material mineral. Los sustratos que obtuvieron plantines con menor crecimiento presentaron bajo contenido de nutrientes, los cuales estaban compuestos con altos contenidos de cáscara de arroz.

8- BIBLIOGRAFÍA

1. ADAMS, C. R.; BAMFORD, K. M.; EARLY, M. P. 1984. Principios de Hortofruticultura. Zaragoza. Ed. Acribia. 241p.
2. ADAMS, P. 1986. Mineral nutrition. In: The tomato crop: a scientific basic for improvement. Atherton, J. G.; Rudich, J. London. Editor: Roberts, E. H. pp. 281 – 324.
3. AGUIRRE MENDEZ, S.; FRUCTOS VEZOLI, M. 1998. Efecto de distintos abonos verdes, estiércol de bosque y dosis de nitrógeno sobre el comportamiento roductivo de cebolla dulce en suelos arenosos. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 50 p.
4. ALDABE DINI, L. 2000. Producción de hortalizas en Uruguay. Montevideo. Epsilon. 269 p.
5. AMBIOS. CULTURA AMBIENTAL. 2002. Informe Ambiental Montevideo XXI-2002. Montevideo.(10): 14-18 p. Compostaje. 23-26 p.
6. ANSORENA MINER, J. 1994. Sustratos. Propiedades y caracterización. Madrid. Mundi Prensa. 171p.
7. BACKES, M. A.; KÄMPF, A. N.; BORDÁS, J. M. 1988. Substratos para produção de plantas em viveiros. In: CONGRESO FLORESTAL ESTADUAL, Nova Prata. Anais. Nova Prata: Secretaria da Agricultura do RS. 1: 665 - 676.
8. _____; KÄMPF, A. N. 1991. Substratos à base de composto de lixo urbano para a produção de plantas ornamentais. Pesq. agropec. bras., Brasília. 26(5): 753 – 758.
9. BALLESTER, J. F. 1992. Hojas divulgadoras (11): Substratos para el cultivo de plantas ornamentales. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Moncada. Valencia. 44 p.
10. BARBOZA FRANCO, R.; ELOLA CARLESI, SEBASTIÁN. 1997. Evaluación agronómica de sustratos orgánicos en la producción de plantines de tomate. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 97 p.
11. BUYATTI, M.; PILATTI, R. A. 1997. Influencia del agua de riego con bicarbonatos y baja relacion Ca/Mg en la producción de plantines de tomate. XIX Congreso Argentino de Horticultura artículo (86). 1 p.

12. CADAHIA LOPEZ, C. 1998. Sustratos para el cultivo sin suelo y Fertirrigación. Madrid. Mundi Prensa. 475 p.
13. CARRICABURU, C. 1998. Calidad de agua para riego. Uruguay. Ministerio de Ganadería y Pesca. Dir. General de Recursos Naturales Renovables División Suelos y Aguas.
14. CHEN, Y.; SOLOVITCH, T. 1988. Effects of humic substances on palnt growth. *Acta Horticulturae*. (221): 412.
15. CHIESA, A.; ATTWELL, P.; STOPPANI, M. I. 1994. Influencia del tamaño del contenedor en la calidad del plantín y precocidad del cultivo de pimiento. *Hort. Arg.* 13(33): 1-6.
16. DE MELO, W. J.; MARQUES, M. O.; DE MELO, V. P; DORETTO CINTRA, A. 2000. Uso de resíduos em hortaliças e impacto ambiental. *Hort. Bras.*18: 67 - 82.
17. DOS GUIMARAES PEIXOTO, R. T. 2000. Composto orgânico: aplicações, beneficios e restrições de uso. *Hort. Bras.*18: 56 - 64.
18. DURAN, A.1997. Propiedades físico químicas de los suelos. Montevideo, Facultad de Agronomía. 68 p.
19. FERMINO, M. H. 2002. O uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. En: Caracterização manejo e qualidade de substratos para produção de plantas. Documentos IAC, 70. III Encontro Nacional de Substratos para Plantas.
20. FERRERIRA DE ABREU, M.; DE ABREU, C. A.; BATAGLIA, C. O. 2002. Uso da análise química na avaliação da qualidade de substratos e componentes. En caracterização manejo e qualidade de substratos para produção de plantas. Documentos IAC, 70. III Encontro Nacional de Substratos para Plantas. pp.17-28.
21. FISHER, K. J.; MACKAY, B. R. 1990. The nutrition of tomato cell transplants. *Acta Horticulturae* (267): 225 – 233.
22. FLOCKER, W. J.; VOMOCIL, J. A.; HOWARD, F. D. 1959. Some Growth Responses of Tomatoes to soil compaction. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.* 23: 188 - 191.
23. FUENTES YAGÜE, J. L. 1998. Técnicas de riego. Madrid. Mundi-Prensa. 471p.

24. GARCÍA DE SOUZA, M. 1999. Montevideo, Facultad de Agronomía. Curso de perfeccionamiento técnico. Predeg.
24. _____. 2000. Manejo de suelos en horticultura: uso de abonos orgánicos. Montevideo. Facultad de Agronomía. 23 p.
25. _____; GONZÁLEZ, H. 2000. Sustratos para la producción de mudas hortícolas. Montevideo. Facultad de Agronomía. 6 p.
26. _____. 2001. Sustratos para la producción de plantines hortícolas. En: Jornada de difusión de resultados de investigación en: horticultura. Centro Regional Sur. Canelones. Facultad de Agronomía. 39 p.
27. GUELVENZU SILVERA R. C. 2001. Evaluación agronómica de cuatro sustratos en la Producción de plantines de tomate. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 107 p.
28. HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E. 1984. Propagación de plantas: principios y prácticas. In: Fisiología de la semilla. México. CECSA. 814 p.
29. HOITINK, H. A.; POOLE, H. A. 1980. Factors affecting quality of composts for utilization in container media. *Hortscience*.15(2): 171 - 173.
30. _____; KUTER, G. A. 1986. Effects of compost in growth media on soilborne pathogens. In AVNIMELECH, Y.; CHEN, Y. The role of organic matter in modern agriculture. Dordrecht, The Netherlands, Martinus Nijhoff Publishers. pp. 289 - 306.
31. KÄMPF, A. N.; JUNG, M. 1991. The use carbonized rice hulls as horticultural substrate. *Acta Horticulturae* (294): 271 – 283.
32. _____. 1995. O uso de casca de arroz na produção de plantas em viveiros. In: Seminario e curso latino americano sobre substancias húmicas e revalorização da residuos da agroindustria. Porto Alegre. Río Grande do Sul. pp.553 - 562.
33. LIPTAY, A.; NICHOLLS, S.; SIKKEMA, P. 1992. Optimal mineral nutrition of tomato transplants in the greenhouse for maximum performance in the field. *Acta Horticultura* (319): 489 – 492.
34. MILKS, R. R.; FONTENO, W. C.; LARSON, R. A. 1989. Hydrology of horticultural substrates: III. Predicting air and water content of limited-volume plug cells. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 114(1): 57 - 61.

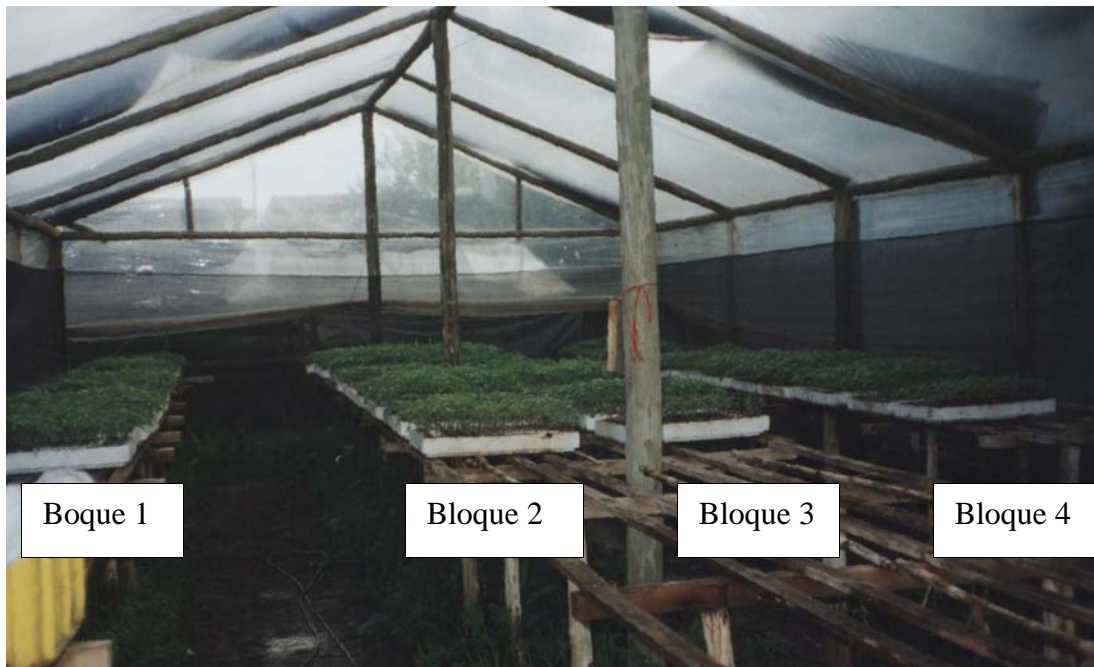
35. MINAMI, K. 1995. Produção de mudas de alta qualidade em horticulura. San Pablo. T.A. Queiroz. 129 p.
36. MORI ALVEZ, C. 2001 Evaluación agronómica de sustratos en la producción de plantines de tomate. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 133 p.
37. MUSTIN, MICHEL.1987. Le compost: gestion de la matière organique. París. Ed. Dubusc. 954 p.
38. NICOLAS, H.; DUCHESNE, J.; RIVIERE, L. M.1988. Temperature in container substrates. *Acta Horticulturae* (221): 261 – 270.
39. NUEZ, F. 1995. El cultivo de tomate. Bilbao. Mundi Prensa. 793 p.
40. PIMENTEL MENDES, C. A. 2000. Composto orgânico: aplicações, benefícios e restrições de uso. *Hort. Bras.* 18: 65 – 66.
41. PRIMAVESI A. 1984. Manejo ecológico del suelo: la agricultura en regiones tropicales. Buenos Aires. El Ateneo. 499 p.
42. RAVIV, M.; CHEN, Y.; INBAR, Y.1986. Peat and peat substitutes as growth media for container-grown plants. In AVNIMELECH, Y., CHEN, Y. The role of organic matter in modern agriculture. Dordrecht, The Netherlands. Martinus Nijhof Publishers. pp. 257 - 287.
43. _____. 1998. Horticultural uses of c-omposted material. Ed. R.A.K. Szmidt. *Acta Horticulturae*. (469): 225 - 233.
44. REHERMANN, C. 2000. Evaluación agronómica de sustratos orgánicos en la producción de plantines de morrón. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 97 p.
45. RICHARDS, D., LANE, M.; BEARDSSELL, D. V. 1986. The influence of particle-size distribution in pinebark: sand: brow coal potting mixes on water supply, aereation and plant growth. *Scientia Horticulturae* (29): 1 - 14.
46. ROTHMAN, S.; TONELLI, B.; VALENZUELA, O.; LALLANA, M. C. 2000. Cultivo de plantines de tomate con sustratos basados en humus de lombriz N° de Orden 119. In: XXIII Congreso Argentino, X Congreso Latinoamericano, XXX Congreso Iberoamericano de Horticulura. Mendoza, Argentina. Primeras Actas. CD ROM. 15 BN 987-98262-05.
47. SILVA, A. 1995. La materia orgánica del suelo. Montevideo. Facultad de

Agronomía. 46 p.

48. SIMINIS, C.; LOULAKIS, M.; KEFAKIS, M.; MANIOS, T.; MANIO, V. 1998. Humic substances from compost affects nutrient accumulation and fruit yield in tomato. Ed. R.A.K. Szmidt. *Acta Horticulturae*. (469): 353 – 358.
49. SOUZA, J. L. 1999. Cultivo orgânico de hortaliças - Sistema de produção. Viçosa, CPT (Centro de Produções Técnicas). *Aprenda Fácil Ed.* (215): 154 p.
50. SPIERS, T. M.; FIETJE, G. 2000. Green waste compost as a component in soilless growing media. *Compost Science & Utilization*. 8 (1): 19 - 23.
51. URUGUAY. MINISTERIO DE GANADERIA AGRICULTURA Y PESCA. DIRECCIÓN DE AGUAS Y SUELOS. 1997. Clasificación de aguas para riego. Montevideo.
52. VAN DE VOOREN, J.; WELLES, G. W.H.; HAYMAN, G. 1986. Glasshouse crop production. In: Atherton, J. G; Rudich, J. London. Editor: Roberts, E. H. pp. 581 – 623.
53. VERDONCK, O.; DE VLEESCHAUWER, D.; DE BOODT, M. 1981. The influence of substrate to plant growth. *Acta Horticulturae* (126): 251 - 257.
54. _____; GABRIËLS, R.1988. Substrate requirements for plants. *Acta Horticulturae* (221): 19 - 24.
55. _____. 1998. Compost Specifications. Proc. IS Composting and use composted materials. Ed. R.A.K. Szmidt. *Acta Horticulturae* (469): 169 - 175.
56. WARNCKE, D. 1986. Analyzing greenhouse growth media by the saturation extration method. *Hortscience* 21(12): 223 – 225.
57. _____. 1995. Recommended Test Procedures for Greenhouse Growth Media. P. 76-82. In: J. Thomas Sims and A. Wolf (eds.). *Recommended Soil Testing Procedures for the Northeastern United States*. Northeast Regional. Bulletin # 493. Agricultural Experiment Station, University of Delaware, Newark, D.E.

9- IMÁGENES

Figura 1- Vista general del ensayo de crecimiento



Vista de la disposición de los bloques en el ensayo de crecimiento. En esta foto se aprecian las características de construcción del invernáculo y de las mesadas. Se puede observar la malla que se colocó alrededor del invernáculo para proteger los plantines de las aves y sobre el techo del invernáculo el sombrite que se encontraba recogido en el momento en que se tomó la foto.

Imagen 2- Diferencia entre bloques en tratamientos fertilizados del sustrato Agroplus al finalizar el ensayo de crecimiento



El tratamiento correspondiente al sustrato Agroplus fertilizado presentó las menores diferencias entre los bloques. Nótese la escasa diferencia entre las dos almacigueras presentadas en la imagen 2, pese que al momento de tomar la foto se eligieron las dos almacigueras que presentaban mayor diferencia.

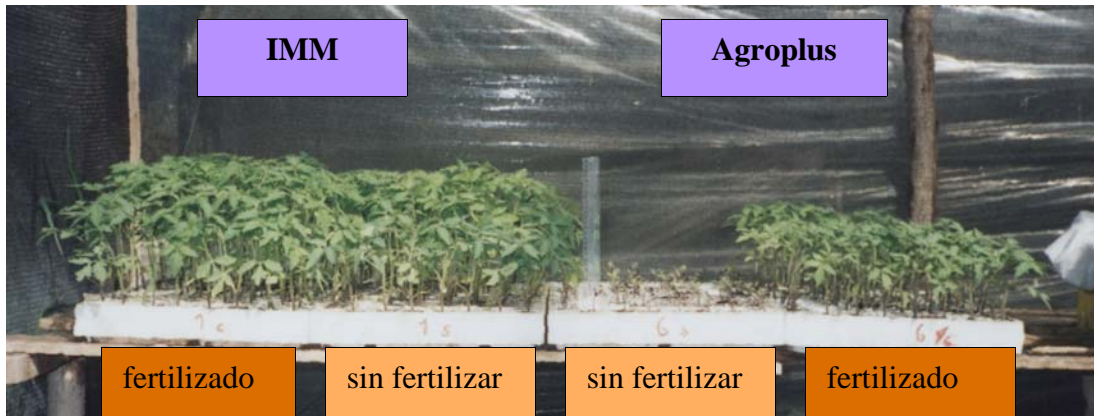
Imagen 3- Diferencia entre bloques en tratamientos fertilizados del sustrato Torres al finalizar el ensayo de crecimiento



El tratamiento correspondiente al sustrato Torres fertilizado presentó las mayores diferencias entre los bloques. Nótese la diferencia entre las dos almacigueras presentadas en la imagen 3, considerando que al tomar la foto se eligieron las dos almacigueras que presentaban mayor diferencia.

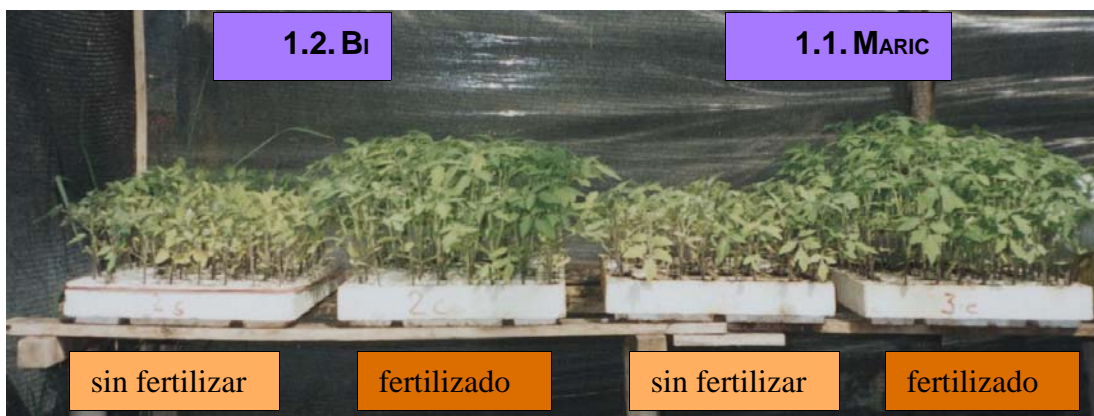
En las imágenes 4, 5, 6 y 7 se muestra el desarrollo alcanzado por los plantines una vez finalizado el ensayo, a 45 días después de la siembra. Las tomas de las fotos se realizaron en almacigueras representativas de cada tratamiento.

Imagen 4- Desarrollo alcanzado por los plantines en ambos tratamientos, para los sustratos IMM y Agroplus.



A la izquierda de la foto se aprecian los tratamientos fertilizado y no fertilizado del sustrato IMM, prácticamente no se percibe diferencias entre ellos. A la derecha, los tratamientos sin fertilizar y fertilizado del sustrato Agroplus, muestran grandes diferencias entre ellos y también con los tratamientos del sustrato de la IMM.

Imagen 5- Desarrollo alcanzado por los plantines en ambos tratamientos, para los sustratos Bioagro y Marichal.



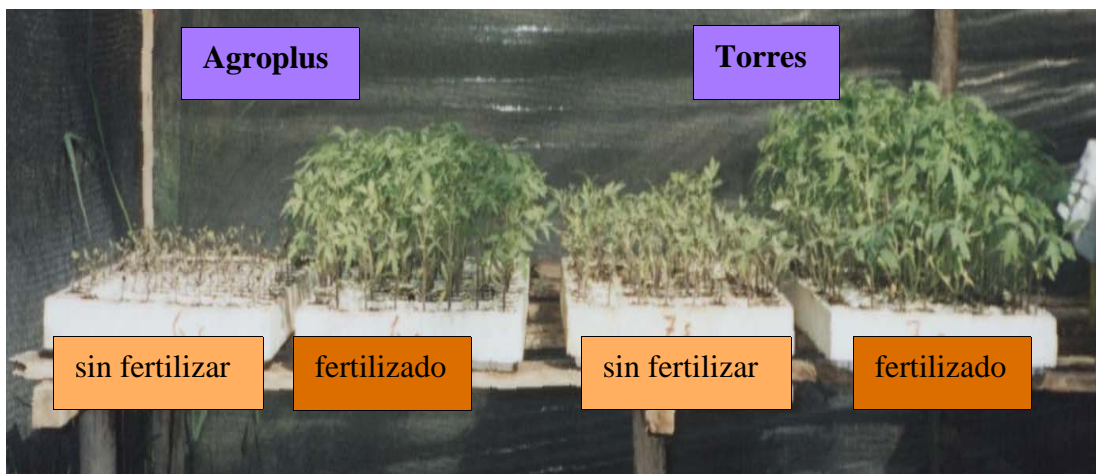
A la izquierda de la foto, el sustrato Bioagro, a la derecha, el sustrato Marichal. Se aprecia claras diferencias entre tratamientos en ambos sustratos. Los tratamientos no fertilizados muestran plantines con menor altura y tonalidades más claras.

Imagen 6- Desarrollo alcanzado por los plantines en ambos tratamientos para los sustratos Britos y C. Valdense.



A la izquierda, los plantines desarrollados en el tratamiento fertilizado del sustrato Britos presenta pequeñas diferencias con el tratamiento no fertilizado del mismo sustrato. A la derecha se muestra grandes diferencias entre los tratamientos del sustrato de Colonia Valdense. En esta foto se aprecia también el menor desarrollo de los plantines en el sustrato de C. Valdense frente al sustrato Britos

Imagen 7- Desarrollo alcanzado por los plantines de ambos tratamientos para los sustratos Agroplus y Torres

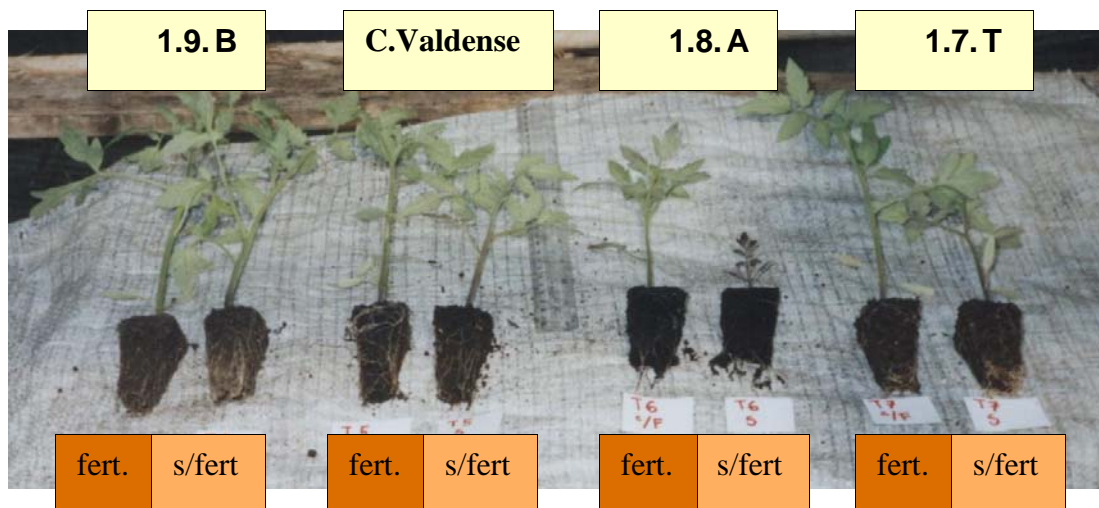


Esta foto muestra el escaso desarrollo de los tratamientos no fertilizados de ambos sustratos. A la izquierda se presenta el menor desarrollo de ambos tratamientos del sustrato Agroplus frente a los tratamientos en el sustrato Torres.

Imagen 8- Plantines con terrón extraídos de la almaciguera

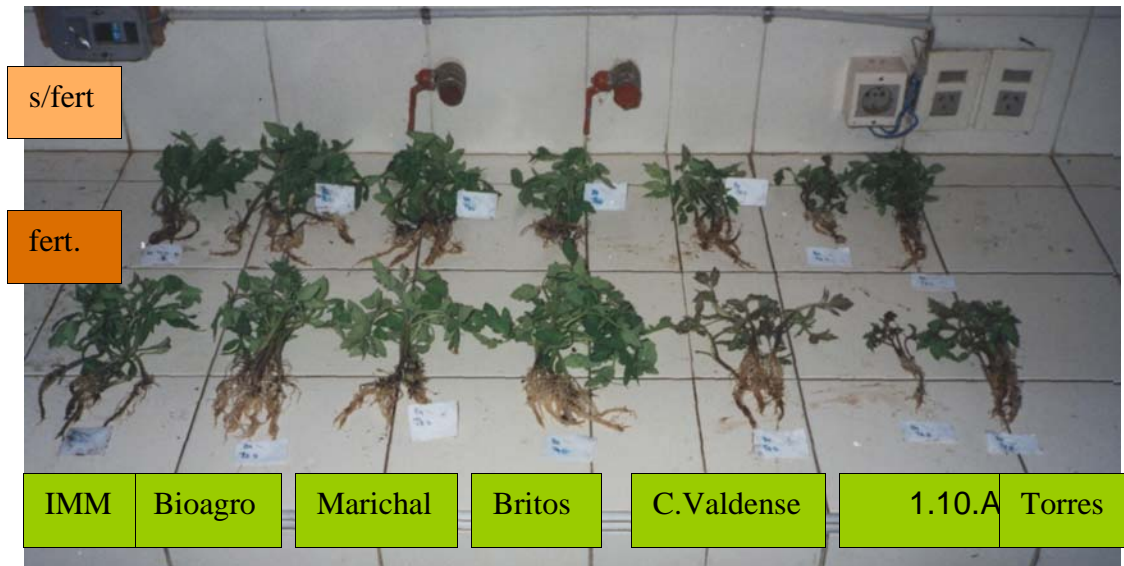


Imagen 9- Plantines con terrón extraídos de la almaciguera



Las imágenes 8 y 9, muestra las diferencias en el desarrollo de los plantines entre tratamientos, como ya se apreció en las imágenes anteriores. Además se puede observar que la mayoría de los sustratos no presentó dificultad en la formación del terrón, a excepción del sustrato Agropplus en el que el terrón se formó debilmente no sólo debido a la estructura de este sustrato, sino también al escaso desarrollo del plantín, y por tanto de su raíz.

Imagen 10- Plantines en laboratorio sin terrón



En esta foto además de la diferencia entre tratamientos de la parte aérea del plantín, puede observarse las diferencias en el desarrollo radicular.

1.11.ANEXO N° 1

HUMEDAD GRAVIMÉTRICA

Sustrato	Tensión (bars)							
	0	0	0,02	0,03	0,05	0,1	0,2	0,3
IMM	112	103	85,56	79,27	71,3	68,8	63,98	59,67
C.Valdense	151	120	104,6	103,9	102,5	102	101,08	96,34
Bioagro	183	142	113,1	102	90,72	87,1	79,77	77,32
Marichal	438	348	303,3	278,1	257,1	249	224,58	217,78
Agroplus	466	402	335,6	271,1	261,9	262	251,42	168,28
Britos	96,6	84,3	73,56	67,22	64,22	63,3	62,01	54,62
Torres	153	94,3	86,18	81,93	77,93	75,6	69,27	66,91

1.12.HUMEDAD VOLUMÉTRICA

Sustrato	Tensión (bars)							
	0	0	0,02	0,03	0,05	0,1	0,2	0,3
IMM	54,6	50,3	41,72	38,65	34,81	33,6	31,21	29,13
C.Valdense	56,7	45	39,12	38,85	38,33	38,1	37,81	36,04
Bioagro	61,8	47,9	38,16	34,41	30,62	29,4	26,91	26,09
Marichal	62,7	50,4	43,74	39,95	36,8	35,7	32,17	31,21
Agroplus	73,6	63,4	53,09	42,77	41,33	41,4	39,66	26,58
Britos	59,1	51,6	44,99	41,11	39,27	38,7	37,92	33,39
Torres	53,2	32,7	29,9	28,43	26,97	26,2	23,97	23,14

1.13. ANEXO N° 2

1.14. VARIABLES FÍSICAS DE LOS SUSTRATOS ANALIZADOS

Sustrato	A.D.(%)	A.D.(%)	A.F.D.	A.R.	A.R.
	tomate	hortícola		tomate	hortícola
IMM	21,19	16,73	15,51	5,68	1,22
C.Valdense	8,95	6,85	6,65	2,3	0,2
Bioagro	21,81	18,52	17,29	4,53	1,24
Marichal	19,19	14,75	13,61	5,59	1,15
Agroplus	36,85	22,03	22,1	14,75	-0,07
Britos	18,17	12,86	12,29	5,89	0,58
Torres	9,58	6,57	5,76	3,83	0,81

Sustrato	Da (gr/cm3)	Dr (gr/ml)	Por. total (%)	P. Aire (%vol)	P. Agua(%vol)
IMM	0,49	1,08	54,62	4,3	50,32
C.Valdense	0,37	0,87	56,65	11,66	44,98
Bioagro	0,34	0,89	61,81	13,91	47,9
Marichal	0,15	0,42	62,69	12,29	50,4
Agroplus	0,16	0,61	73,63	10,2	63,43
Britos	0,61	1,5	59,1	7,54	51,56
Torres	0,35	0,76	53,21	32,7	20,49

A.D.: agua disponible
 A.F.D.: agua fácilmente disponible
 A.R.: agua de reserva
 Da: densidad aparente
 Dr: densidad real
 Por. total: porosidad total
 P.: porosidad

Anexo N° 3

Análisis estadístico de las propiedades físicas de los sustratos

Análisis de varianza de la Densidad aparente (Da).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	0,6570	0,1095	157,78	0.0001	0,35	7,50
Error	21	0,0145	0,0007				

GL: Grados de Libertad; SM: Suma de Cuadrado; CM: Cuadrado Medio.

Análisis de varianza de la Densidad real (Dr).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	P(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	2,9049	0,4841	60,84	0.0001	0,87	10,20
Error	21	0,1671	0,0079				

GL: Grados de Libertad; SM: Suma de Cuadrado; CM: Cuadrado Medio.

Análisis de varianza de Porosidad Total (POR).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	1131,588	188.598	9.19	< 0.0001	60.24	7,52
Error	21	430,944	20,521				

GL: Grados de Libertad; SM: Suma de Cuadrado; CM: Cuadrado Medio.

Análisis de varianza de Porosidad del aire (PAI).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	2020.118	336.686	47.48	< 0.0001	13.23	20.12
Error	21	148,906	7,091				

Análisis de varianza de Porosidad del agua (PA).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	4084,034	680,672	37,46	< 0.0001	47,01	9,06
Error	21	381,548	18,168				

Análisis de varianza del Agua Disponible (AD).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	2082,439	347,073	42,3	0.0001	19,40	14,77
Error	21	172,339	8,206				

Análisis de varianza del Agua Facilmente Disponible (AFD).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	801,839	133,639	19,28	0.0001	13,3	19,77
Error	21	145,590	6,932				

Análisis de varianza del Agua de Reserva (AR).

Fuente de variación	GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media general	C.V. (%)
Sustrato	6	389,447	64,907	109,43	0.0001	6,07	12,67
Error	21	12,455	0,593				

1.15.ANEXO N° 4

Datos originales del ensayo de emergencia (número de plantas emergidas/bandejas de 104 alvéolos)

Repetición	Tratamiento	12 DDS	13 DDS	15 DDS	16 DDS	17 DDS
1	IMM	26	42	54	73	87
2	IMM	7	17	32	45	60
3	IMM	2	5	18	42	59
4	IMM	6	12	19	23	31
1	C.Valdense	14	31	44	56	63
2	C.Valdense	36	59	67	78	83
3	C.Valdense	40	70	80	83	89
4	C.Valdense	3	11	21	23	26
1	Bioagro	51	66	73	74	80
2	Bioagro	47	61	63	74	78
3	Bioagro	30	47	69	84	89
4	Bioagro	39	64	79	86	88
1	Marichal	94	99	96	96	97
2	Marichal	88	92	92	93	93
3	Marichal	78	87	87	89	91
4	Marichal	88	91	92	92	93
1	Agroplus	86	95	95	95	96
2	Agroplus	100	101	100	100	100
3	Agroplus	73	87	92	93	94
4	Agroplus	94	98	99	99	100
1	Britos	46	65	74	84	85
2	Britos	35	43	61	82	86
3	Britos	40	63	72	87	88
4	Britos	49	61	61	83	87
1	Torres	58	74	78	84	85
2	Torres	46	60	70	87	87
3	Torres	72	85	87	90	91
4	Torres	55	77	82	85	86

Anexo N° 5

Análisis estadístico de la variable número de plantas emergidas

Emergencia a 12 DDS

Diferencias de mínimos cuadrados medios

Effect	Trat.	Trat.	Estimate	Standard Error	DF	Chi-Square	Pr > ChiSq
TRAT	1	2	-1.8193	0.1928	1	89.07	<.0001
TRAT	1	3	-3.8589	0.2116	1	332.44	<.0001
TRAT	1	4	-1.8493	0.1926	1	92.17	<.0001
TRAT	1	5	-0.9705	0.2025	1	22.98	<.0001
TRAT	1	6	-3.9498	0.2143	1	339.72	<.0001
TRAT	1	7	-2.4435	0.1921	1	161.78	<.0001
TRAT	2	3	-2.0396	0.1664	1	150.24	<.0001
TRAT	2	4	-0.0301	0.1415	1	0.05	0.8319
TRAT	2	5	0.8487	0.1547	1	30.09	<.0001
TRAT	2	6	-2.1305	0.1698	1	157.50	<.0001
TRAT	2	7	-0.6242	0.1408	1	19.65	<.0001
TRAT	3	4	2.0096	0.1662	1	146.15	<.0001
TRAT	3	5	2.8884	0.1777	1	264.34	<.0001
TRAT	3	6	-0.0908	0.1907	1	0.23	0.6338
TRAT	3	7	1.4154	0.1655	1	73.10	<.0001
TRAT	4	5	0.8788	0.1545	1	32.33	<.0001
TRAT	4	6	-2.1004	0.1696	1	153.40	<.0001
TRAT	4	7	-0.5942	0.1406	1	17.86	<.0001
TRAT	5	6	-2.9792	0.1808	1	271.52	<.0001
TRAT	5	7	-1.4729	0.1539	1	91.61	<.0001
TRAT	6	7	1.5063	0.1689	1	79.52	<.0001

Emergencia a los 13 DDS**Diferencias de mínimos cuadrados medios**

Effect	Trat.	Trat.	Estimate	Standard Error	DF	Chi-Square	Pr > ChiSq
TRAT	1	2	-1.7989	0.1615	1	124.10	<.0001
TRAT	1	3	-3.5769	0.2008	1	317.43	<.0001
TRAT	1	4	-1.7398	0.1612	1	116.43	<.0001
TRAT	1	5	-1.1446	0.1618	1	50.07	<.0001
TRAT	1	6	-3.9045	0.2180	1	320.79	<.0001
TRAT	1	7	-2.4148	0.1673	1	208.32	<.0001
TRAT	2	3	-1.7781	0.1842	1	93.14	<.0001
TRAT	2	4	0.0591	0.1403	1	0.18	0.6738
TRAT	2	5	0.6542	0.1410	1	21.53	<.0001
TRAT	2	6	-2.1056	0.2029	1	107.72	<.0001
TRAT	2	7	-0.6159	0.1472	1	17.52	<.0001
TRAT	3	4	1.8371	0.1840	1	99.64	<.0001
TRAT	3	5	2.4323	0.1846	1	173.59	<.0001
TRAT	3	6	-0.3275	0.2352	1	1.94	0.1637
TRAT	3	7	1.1622	0.1893	1	37.70	<.0001
TRAT	4	5	0.5952	0.1407	1	17.89	<.0001
TRAT	4	6	-2.1647	0.2027	1	114.05	<.0001
TRAT	4	7	-0.6750	0.1469	1	21.11	<.0001
TRAT	5	6	-2.7598	0.2032	1	184.44	<.0001
TRAT	5	7	-1.2702	0.1476	1	74.07	<.0001
TRAT	6	7	1.4897	0.2074	1	51.57	<.0001

Emergencia a los 15 DDS

1.16.DIFERENCIAS DE MÍNIMOS CUADRADOS MEDIOS

Effect	Trat.	Trat.	Estimate	Standard Error	DF	Chi-Square	Pr > ChiSq
TRAT	1	2	-1.6464	0.1511	1	118.74	<.0001
TRAT	1	3	-2.9004	0.1869	1	240.93	<.0001
TRAT	1	4	-1.4727	0.1490	1	97.65	<.0001
TRAT	1	5	-0.9131	0.1460	1	39.10	<.0001
TRAT	1	6	-3.4431	0.2185	1	248.40	<.0001
TRAT	1	7	-2.0466	0.1581	1	167.52	<.0001
TRAT	2	3	-1.2540	0.1855	1	45.71	<.0001
TRAT	2	4	0.1737	0.1475	1	1.39	0.2389
TRAT	2	5	0.7333	0.1445	1	25.75	<.0001
TRAT	2	6	-1.7967	0.2173	1	68.39	<.0001
TRAT	2	7	-0.4002	0.1566	1	6.53	0.0106
TRAT	3	4	1.4277	0.1838	1	60.31	<.0001
TRAT	3	5	1.9873	0.1815	1	119.87	<.0001
TRAT	3	6	-0.5426	0.2434	1	4.97	0.0258
TRAT	3	7	0.8538	0.1912	1	19.94	<.0001
TRAT	4	5	0.5596	0.1424	1	15.45	<.0001
TRAT	4	6	-1.9703	0.2159	1	83.32	<.0001
TRAT	4	7	-0.5739	0.1546	1	13.78	0.0002
TRAT	5	6	-2.5300	0.2139	1	139.91	<.0001
TRAT	5	7	-1.1335	0.1518	1	55.75	<.0001
TRAT	6	7	1.3964	0.2221	1	39.52	<.0001

Emergencia a los 16 DDS

1.17.DIFERENCIAS DE MÍNIMOS CUADRADOS MEDIOS

Effect	Trat.	Trat.	Estimate	Standard Error	DF	Chi-Square	Pr > ChiSq
TRAT	1	2	-1.4411	0.1533	1	88.36	<.0001
TRAT	1	3	-2.3585	0.1862	1	160.42	<.0001
TRAT	1	4	-1.7023	0.1602	1	112.97	<.0001
TRAT	1	5	-0.5607	0.1412	1	15.77	<.0001
TRAT	1	6	-2.8681	0.2176	1	173.78	<.0001
TRAT	1	7	-1.8671	0.1654	1	127.37	<.0001
TRAT	2	3	-0.9175	0.1954	1	22.05	<.0001
TRAT	2	4	-0.2613	0.1709	1	2.34	0.1262
TRAT	2	5	0.8804	0.1535	1	32.89	<.0001
TRAT	2	6	-1.4271	0.2254	1	40.08	<.0001
TRAT	2	7	-0.4260	0.1758	1	5.87	0.0154
TRAT	3	4	0.6562	0.2008	1	10.68	0.0011
TRAT	3	5	1.7979	0.1863	1	93.10	<.0001
TRAT	3	6	-0.5096	0.2488	1	4.19	0.0405
TRAT	3	7	0.4915	0.2049	1	5.75	0.0165
TRAT	4	5	1.1417	0.1603	1	50.70	<.0001
TRAT	4	6	-1.1658	0.2301	1	25.67	<.0001
TRAT	4	7	-0.1647	0.1817	1	0.82	0.3647
TRAT	5	6	-2.3074	0.2176	1	112.40	<.0001
TRAT	5	7	-1.3064	0.1656	1	62.24	<.0001
TRAT	6	7	1.0010	0.2337	1	18.34	<.0001

Emergencia a los 17 DDS

Diferencias de mínimos cuadrados medios

Effect	Trat.	Trat.	Estimate	Standard Error	DF	Chi-Square	Pr > ChiSq
TRAT	1	2	-1.1641	0.1603	1	52.71	<.0001
TRAT	1	3	-1.9420	0.1922	1	102.09	<.0001
TRAT	1	4	-1.3454	0.1661	1	65.65	<.0001
TRAT	1	5	-0.2462	0.1434	1	2.95	0.0861
TRAT	1	6	-2.4682	0.2270	1	118.23	<.0001
TRAT	1	7	-1.3987	0.1679	1	69.39	<.0001
TRAT	2	3	-0.7779	0.2059	1	14.28	0.0002
TRAT	2	4	-0.1813	0.1818	1	0.99	0.3187
TRAT	2	5	0.9179	0.1618	1	32.19	<.0001
TRAT	2	6	-1.3040	0.2386	1	29.86	<.0001
TRAT	2	7	-0.2346	0.1835	1	1.63	0.2012
TRAT	3	4	0.5966	0.2103	1	8.05	0.0046
TRAT	3	5	1.6958	0.1934	1	76.91	<.0001
TRAT	3	6	-0.5261	0.2609	1	4.07	0.0438
TRAT	3	7	0.5433	0.2118	1	6.58	0.0103
TRAT	4	5	1.0992	0.1674	1	43.10	<.0001
TRAT	4	6	-1.1227	0.2425	1	21.44	<.0001
TRAT	4	7	-0.0533	0.1885	1	0.08	0.7774
TRAT	5	6	-2.2219	0.2280	1	94.99	<.0001
TRAT	5	7	-1.1525	0.1693	1	46.36	<.0001
TRAT	6	7	1.0694	0.2437	1	19.25	<.0001

Observación:

Nº Tratamiento	Sustrato
1	IMM
2	C. Valdense
3	Bioagro
4	Marichal
5	Agroplus
6	Britos
7	Torres

	Fert.	Sustrato	Bloque	25 DDS	32 DDS	40 DDS	45 DDS
	0	Torres	1	2,5	3,8	6,1	10
	0	Torres	2	1,9	2,5	3,4	5,1
	0	Torres	3	2,5	3,5	5,8	9,7
	0	Torres	4	2,4	3,6	5,3	7,4
Promedio	0	Torres		2,3	3,4	5,1	8
	1	IMM	1	.	3,2	8,8	20,7
	1	IMM	2	.	3,8	10,3	21,3
	1	IMM	3	.	3,6	11,7	24,2
	1	IMM	4	.	3,8	13,1	24,4
Promedio	1	IMM		.	3,6	11	22,6
	1	C.Valdense	1	.	3,8	6	15,6
	1	C.Valdense	2	.	3,1	4,7	14,8
	1	C.Valdense	3	.	3,4	5	17
	1	C.Valdense	4	.	3,8	4,9	13,8
Promedio	1	C.Valdense		.	3,5	5,1	15,3
	1	Bioagro	1	.	3,9	11	19,3
	1	Bioagro	2	.	4,1	10,5	19,4
	1	Bioagro	3	.	2,7	8,5	19,1
	1	Bioagro	4	.	3,3	11,2	21
Promedio	1	Bioagro		.	3,5	10,3	19,7
	1	Marichal	1	.	4,3	10,9	21,2
	1	Marichal	2	.	4,7	10,2	19,8
	1	Marichal	3	.	3,6	9,3	18,8
	1	Marichal	4	.	5,1	12,6	23,9
Promedio	1	Marichal		.	4,4	10,7	20,9
	1	Agroplus	1	.	2,4	4	10,7
	1	Agroplus	2	.	2,7	5	13,2
	1	Agroplus	3	.	1,9	3,5	9,5
	1	Agroplus	4	.	3	5,1	12,6
Promedio	1	Agroplus		.	2,5	4,4	11,5
	1	Britos	1	.	3,3	10,3	21,7
	1	Britos	2	.	4,3	15,6	27,2
	1	Britos	3	.	3,4	12,3	24,6
	1	Britos	4	.	4,5	12,8	22,8
Promedio	1	Britos		.	3,9	12,7	24,1
	1	Torres	1	.	3,6	7,3	15,9
	1	Torres	2	.	4	9,5	18,8
	1	Torres	3	.	4,4	13,9	25,4
	1	Torres	4	.	3,6	9,3	21,6
Promedio	1	Torres		.	3,9	10	20,4

Análisis estadístico de la variable altura

Resultados del análisis de varianza de la altura del plantín, a los 25 DDS.

Fuente de variación	de GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media (cm)	C.V. (%)
Bloque	3	0,2853	0,09510	0,3	0,8237	2,2747	24,65
Sustrato	6	18,4568	3,0761	9,78	<0,001		
Error	326	102,5327	0,3145				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 32 DDS

Fuente de variación	de GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media (cm)	C.V. (%)
Bloque	3	10,4877	3,4959	10,08	0,0001	3,56	16,5
Sustrato	6	256,8958	42,8159	15,53	0,0001		
Fertilización	1	1,5309	1,5309	0,56	0,4606		
Sustrato*Fert	6	26,9782	4,4963	1,63	0,1646		
Blo*Sus*Fert	39	107,5186	2,7568				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	de GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media (cm)	C.V. (%)
Bloque	3	32,091	10,697	9,76	0,0001	8,26	12,67
Sustrato	6	5088,7627	848,1271	30,93	0,0001		
Fertilización	1	834,4378	834,4378	30,43	0,0001		
Sustrato*Fert	6	342,7597	57,1266	2,08	0,0774		
Blo*Sus*Fert	39	1069,3526	27,4192				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del análisis de varianza de la altura de plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	de GL	SC	CM	F ₀	p(F> F ₀)	Media (cm)	C.V. (%)
Bloque	3	186,847	62,282	12,76	<0,0001	15,11	14,61
Sustrato	6	13336,521	2222,753	36,53	<0,0001		
Fertilización	1	10327,005	10327,005	169,73	<0,0001		
Sust*Fert	6	1648,982	274,830	4,52	0,0015		
Blo*Sus*Fert	38	2312,064	60,8437				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de altura a los 32 DDS.

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Probabilidad de encontrar valores $> a T_0$ en la tabla T Student:

i/j	1	2	3	4	5	6	7
1	*						
2	<.0001	*					
3	0.6416	<.0001	*				
4	<.0001	<.0001	<.0001	*			
5	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*		
6	<.0001	<.0001	0.0005	0.0016	<.0001	*	
7	0.3713	0.0001	0.1742	<.0001	<.0001	<.0001	*

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de altura a los 40 DDS.

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Probabilidad de encontrar valores $> a T_0$ en la tabla T Student:

i/j	1	2	3	4	5	6	7
1	*						
2	<.0001	*					
3	<.0001	<.0001	*				
4	<.0001	<.0001	0.2498	*			
5	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*		
6	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*	
7	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*

Observaciones:

Nº	1.18.Sus TRA TO
1	IMM
2	C. Valdense
3	Bioagro
4	Marichal
5	Agroplus
6	Britos
7	Torres

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de altura a los 45 DDS.

Ho: $\mu_i = \mu_j$

Ha: $\mu_i \neq \mu_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Probabilidad de encontrar valores $> T_0$ en la tabla T Student:

i/j	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1	*													
2	<.0001	*												
3	<.0001	0.9081	*											
4	<.0001	0.2179	0.2640	*										
5	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*									
6	*								
7	<.0001	0.0021	0.0014	<.0001	<.0001	.	*							
8	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	*						
9	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	<.0001	*					
10	0.0501	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	<.0001	<.0001	*				
11	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	0.0002	<.0001	0.0062	*			
12	<.0001	<.0001	<.0001	0.0016	<.0001	.	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*		
13	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	0.0218	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	*	
14	0.0004	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	.	<.0001	<.0001	<.0001	0.1115	0.2453	<.0001	<.0001	*

Observaciones:

Nº	1.19.Sus TRA TO	Nivel de fertilización
1	IMM	0
2	C. Valdense	0
3	Bioagro	0
4	Marichal	0
5	Agroplus	0
6	Britos	0
7	Torres	0
8	IMM	1
9	C. Valdense	1
10	Bioagro	1
11	Marichal	1
12	Agroplus	1
13	Britos	1
14	Torres	1

1.20.REFERENCIAS: 0 = SIN FERTILIZACIÓN

1 = con fertilización

1.21.ANEXO N° 9

1.22.REGISTRO DE PESO FRESCO AÉREO Y RADICULAR A 25 DDS

	Fert.	Sustrato	Bloque	PESO (g)	
				PFA	PFR
	0	IMM	1	0,190	0,034
	0	IMM	2	0,120	0,042
	0	IMM	3	0,126	0,034
	0	IMM	4	0,214	0,054
Promedio	0	IMM		0,163	0,041
	0	C. Valdense	1	0,236	0,292
	0	C. Valdense	2	0,242	0,044
	0	C. Valdense	3	0,210	0,052
	0	C. Valdense	4	0,122	0,012
Promedio	0	C. Valdense		0,203	0,100
	0	Bioagro	1	0,388	0,094
	0	Bioagro	2	0,164	0,058
	0	Bioagro	3	0,240	0,074
	0	Bioagro	4	0,138	0,020
Promedio	0	Bioagro		0,233	0,062
	0	Marichal	1	0,156	0,030
	0	Marichal	2	0,134	0,018
	0	Marichal	3	0,256	0,082
	0	Marichal	4	0,262	0,054
Promedio	0	Marichal		0,202	0,046
	0	Agroplus	1	0,096	0,036
	0	Agroplus	2	0,064	0,032
	0	Agroplus	3	0,092	0,028
	0	Agroplus	4	0,200	0,046
Promedio	0	Agroplus		0,113	0,036
	0	Britos	1	0,198	0,064
	0	Britos	2	0,278	0,054
	0	Britos	3	0,148	0,016
	0	Britos	4	0,258	0,024

Promedio	0	Britos		0,228	0,031
	0	Torres	1	0,198	0,064
	0	Torres	2	0,090	0,020
	0	Torres	3	0,392	0,080
	0	Torres	4	0,180	0,058
Promedio	0	Torres		0,219	0,046

1.23.ANEXO N° 10

Registro de peso fresco y seco aéreo y radicular a 32 DDS

				PESO (g)			
	Fert.	Sustrato	Bloque	PFA	PFR	PSA	PSR
	0	IMM	1	0,676	0,184	0,032	0,002
	0	IMM	2	0,768	0,266	0,046	0,014
	0	IMM	3	0,824	0,250	0,062	0,012
	0	IMM	4	1,048	0,292	0,068	0,014
Promedio	0	IMM		0,829	0,248	0,052	0,011
	0	C. Valdense	1	0,734	0,424	0,044	0,026
	0	C. Valdense	2	0,496	0,144	0,032	0,008
	0	C. Valdense	3	0,564	0,270	0,032	0,018
	0	C. Valdense	4	0,330	0,104	0,018	0,002
Promedio	0	C. Valdense		0,531	0,236	0,032	0,014
	0	Bioagro	1	1,502	0,448	0,096	0,022
	0	Bioagro	2	1,156	0,520	0,068	0,024
	0	Bioagro	3	1,124	0,410	0,086	0,018
	0	Bioagro	4	0,884	0,272	0,060	0,010
Promedio	0	Bioagro		1,167	0,413	0,078	0,019
	0	Marichal	1	1,224	0,284	0,080	0,002
	0	Marichal	2	1,054	0,312	0,070	0,012
	0	Marichal	3	1,626	0,418	0,092	0,026
	0	Marichal	4	1,304	0,462	0,090	0,022
Promedio	0	Marichal		1,302	0,369	0,083	0,016
	0	Agroplus	1	0,184	0,180	0,016	0,010
	0	Agroplus	2	0,116	0,096	0,012	0,002
	0	Agroplus	3	0,234	0,176	0,022	0,010
	0	Agroplus	4	0,252	0,156	0,026	0,002
Promedio	0	Agroplus		0,197	0,152	0,019	0,006
	0	Britos	1	1,086	0,200	0,060	0,016
	0	Britos	2	1,146	0,292	0,070	0,014
	0	Britos	3	0,754	0,144	0,056	0,008
	0	Britos	4	0,620	0,088	0,034	0,002

Promedio	0	Britos		0,902	0,181	0,055	0,010
	0	Torres	1	0,656	0,352	0,056	0,018
	0	Torres	2	0,326	0,252	0,026	0,018
	0	Torres	3	0,902	0,490	0,090	0,032
	0	Torres	4	0,696	0,370	0,054	0,012
Promedio	0	Torres		0,645	0,366	0,057	0,020

				PESO (g)			
	Fert	Sustrato	Bloque	PFA	PFR	PSA	PSR
	1	IMM	1	0,636	0,234	0,036	0,002
	1	IMM	2	0,714	0,218	0,038	0,006
	1	IMM	3	0,888	0,220	0,056	0,010
	1	IMM	4	1,452	0,420	0,090	0,008
Promedio	1	IMM		0,923	0,273	0,055	0,007
	1	C. Valdense	1	0,540	0,154	0,020	0,034
	1	C. Valdense	2	0,732	0,272	0,040	0,010
	1	C. Valdense	3	0,372	0,538	0,044	0,012
	1	C. Valdense	4	0,634	0,176	0,042	0,010
Promedio	1	C. Valdense		0,570	0,285	0,037	0,017
	1	Bioagro	1	1,334	0,448	0,092	0,020
	1	Bioagro	2	0,724	0,230	0,046	0,100
	1	Bioagro	3	0,744	0,218	0,052	0,008
	1	Bioagro	4	0,898	0,236	0,062	0,008
Promedio	1	Bioagro		0,925	0,283	0,063	0,034
	1	Marichal	1	1,224	0,294	0,078	0,016
	1	Marichal	2	1,478	0,730	0,084	0,042
	1	Marichal	3	0,882	0,992	0,082	0,020
	1	Marichal	4	1,828	0,552	0,108	0,024
Promedio	1	Marichal		1,353	0,642	0,088	0,026
	1	Agroplus	1	0,298	0,110	0,020	0,006
	1	Agroplus	2	0,676	0,284	0,052	0,012
	1	Agroplus	3	0,196	0,216	0,014	0,002
	1	Agroplus	4	0,454	0,206	0,042	0,010
Promedio	1	Agroplus		0,406	0,204	0,032	0,008
	1	Britos	1	0,776	0,144	0,052	0,002
	1	Britos	2	1,644	0,354	0,096	0,016
	1	Britos	3	0,988	0,264	0,058	0,022
	1	Britos	4	0,750	0,184	0,046	0,008
Promedio	1	Britos		1,040	0,237	0,063	0,012
	1	Torres	1	0,630	0,338	0,020	0,034
	1	Torres	2	0,602	0,246	0,032	0,014
	1	Torres	3	1,588	0,480	0,100	0,044
	1	Torres	4	0,550	0,104	0,036	0,002
Promedio	1	Torres		0,843	0,292	0,047	0,024

Anexo N° 11

1.24. REGISTROS DE PESO FRESCO Y SECO AÉREO Y RADICULAR A 40 DDS

	Fert.	Sustrato	Bloque	PESO (g)			
				PFA	PFR	PSA	PSR
	0	IMM	1	2,226	0,638	0,140	0,060
	0	IMM	2	2,000	0,816	0,154	0,032
	0	IMM	3	1,978	0,622	0,156	0,040
	0	IMM	4	2,178	0,410	0,170	0,036
Promedio	0	IMM		2,096	0,622	0,155	0,042
	0	C. Valdense	1	1,312	0,638	0,138	0,050
	0	C. Valdense	2	0,828	0,238	0,048	.
	0	C. Valdense	3	0,954	0,464	0,070	0,038
	0	C. Valdense	4	0,762	0,218	0,062	0,020
Promedio	0	C. Valdense		0,964	0,390	0,080	0,036
	0	Bioagro	1	2,220	1,208	0,212	0,078
	0	Bioagro	2	2,336	1,234	0,222	0,080
	0	Bioagro	3	2,430	0,954	0,228	0,052
	0	Bioagro	4	1,206	0,632	0,140	0,040
Promedio	0	Bioagro		2,048	1,007	0,201	0,063
	0	Marichal	1	1,936	0,814	0,186	0,056
	0	Marichal	2	2,234	1,050	0,208	0,042
	0	Marichal	3	2,936	0,558	0,232	0,036
	0	Marichal	4	1,700	0,618	0,194	0,040
Promedio	0	Marichal		2,202	0,760	0,205	0,044
	0	Agroplus	1	0,304	0,086	0,016	0,006
	0	Agroplus	2	0,128	0,130	0,012	0,002
	0	Agroplus	3	0,170	0,110	0,010	0,010
	0	Agroplus	4	0,220	0,154	0,028	0,028
Promedio	0	Agroplus		0,206	0,120	0,017	0,012
	0	Britos	1	3,600	1,052	0,276	0,070
	0	Britos	2	3,170	0,760	0,252	0,052
	0	Britos	3	2,813	0,640	0,233	0,110
	0	Britos	4	2,240	0,222	0,192	0,014
Promedio	0	Britos		2,956	0,669	0,238	0,062
	0	Torres	1	0,934	0,758	0,110	0,068
	0	Torres	2	0,570	0,414	0,048	0,022
	0	Torres	3	1,250	0,772	0,126	0,054
	0	Torres	4	0,904	1,126	0,118	0,090
Promedio	0	Torres		0,915	0,768	0,101	0,059

	Fert.	Sustrato	Bloque	PESO (g)			
				PFA	PFR	PSA	PSR
	1	IMM	1	2,016	0,644	0,152	0,054
	1	IMM	2	2,348	0,680	0,172	0,028
	1	IMM	3	2,764	0,758	0,208	0,044
	1	IMM	4	2,610	0,354	0,188	0,036
Promedio	1	IMM		2,435	0,609	0,180	0,041
	1	C. Valdense	1	1,374	0,522	0,094	0,040
	1	C. Valdense	2	1,888	0,684	0,114	0,028
	1	C. Valdense	3	1,428	0,412	0,112	0,018
	1	C. Valdense	4	1,118	0,378	0,078	0,014
Promedio	1	C. Valdense		1,452	0,499	0,100	0,025
	1	Bioagro	1	3,008	1,144	0,226	0,078
	1	Bioagro	2	2,370	0,898	0,156	0,042
	1	Bioagro	3	2,432	0,724	0,188	0,040
	1	Bioagro	4	2,330	0,404	0,198	0,042
Promedio	1	Bioagro		2,535	0,793	0,192	0,051
	1	Marichal	1	3,274	1,298	0,236	0,076
	1	Marichal	2	3,388	1,088	0,236	0,054
	1	Marichal	3	2,316	0,914	0,216	0,046
	1	Marichal	4	2,766	0,664	0,240	0,056
Promedio	1	Marichal		2,936	0,991	0,232	0,058
	1	Agroplus	1	0,686	0,296	0,042	0,010
	1	Agroplus	2	1,394	0,684	0,090	0,024
	1	Agroplus	3	0,564	0,230	0,036	0,010
	1	Agroplus	4	1,372	0,442	0,116	0,010
Promedio	1	Agroplus		1,004	0,413	0,071	0,014
	1	Britos	1	1,806	0,396	0,132	0,070
	1	Britos	2	4,020	0,768	0,254	0,044
	1	Britos	3	3,188	0,756	0,222	0,042
	1	Britos	4	1,704	0,298	0,136	0,022
Promedio	1	Britos		2,680	0,555	0,186	0,045
	1	Torres	1	1,800	0,782	0,130	0,082
	1	Torres	2	2,044	0,918	0,152	0,040
	1	Torres	3	3,518	1,052	0,248	0,064
	1	Torres	4	1,440	0,404	0,114	0,032
Promedio	1	Torres		2,201	0,789	0,161	0,055

Registros de peso fresco y seco aéreo y radicular a 45 DDS

	Fert.	Sustrato	Bloque	PESO (g)			
				PFA	PFR	PSA	PSR
	0	IMM	1	4,978	1,293	0,355	0,110
	0	IMM	2	3,058	1,235	0,285	0,105
	0	IMM	3	2,586	0,730	0,218	0,048
	0	IMM	4	5,170	1,190	0,400	0,088
Promedio	0	IMM		3,948	1,112	0,315	0,088
	0	C. Valdense	1	2,290	0,918	0,145	0,043
	0	C. Valdense	2	2,394	0,888	0,164	0,048
	0	C. Valdense	3	1,472	0,568	0,084	0,028
	0	C. Valdense	4	1,672	0,340	0,114	0,022
Promedio	0	C. Valdense		1,957	0,678	0,127	0,035
	0	Bioagro	1	3,634	1,182	0,340	0,086
	0	Bioagro	2	3,240	1,822	0,364	0,170
	0	Bioagro	3	3,882	1,190	0,424	0,070
	0	Bioagro	4	2,098	0,648	0,220	0,058
Promedio	0	Bioagro		3,214	1,211	0,337	0,096
	0	Marichal	1	3,342	1,280	0,326	0,098
	0	Marichal	2	2,242	1,108	0,214	0,056
	0	Marichal	3	4,080	1,108	0,440	0,078
	0	Marichal	4	3,852	1,436	0,392	0,100
Promedio	0	Marichal		3,379	1,233	0,343	0,083
	0	Agroplus	1	0,226	0,100	0,018	0,006
	0	Agroplus	2	0,288	0,160	0,020	0,004
	0	Agroplus	3	0,278	0,206	0,024	0,010
	0	Agroplus	4	0,484	0,308	0,052	0,014
Promedio	0	Agroplus		0,319	0,194	0,029	0,009
	0	Britos	1	5,784	1,928	0,456	0,214
	0	Britos	2	4,932	1,318	0,370	0,168
	0	Britos	3	3,120	0,883	0,295	0,065
	0	Britos	4	4,342	0,796	0,360	0,060
Promedio	0	Britos		4,545	1,231	0,370	0,127
	0	Torres	1	2,068	1,512	0,218	0,164
	0	Torres	2	1,650	0,704	0,114	0,026
	0	Torres	3	2,620	1,276	0,206	0,068
	0	Torres	4	1,708	1,152	0,178	0,054
Promedio	0	Torres		2,012	1,161	0,179	0,078

PESO (g)

	Fert.	Sustrato	Bloque	PFA	PFR	PSA	PSR
	1	IMM	1	4,440	1,390	0,256	0,144
	1	IMM	2	5,138	1,280	0,368	0,124
	1	IMM	3	5,666	1,202	0,366	0,058
	1	IMM	4	4,446	0,850	0,406	0,060
Promedio	1	IMM		4,923	1,181	0,349	0,097
	1	C. Valdense	1	3,344	1,146	0,190	0,094
	1	C. Valdense	2	3,490	1,133	0,208	0,078
	1	C. Valdense	3	2,880	0,998	0,160	0,036
	1	C. Valdense	4	2,784	0,584	0,146	0,024
Promedio	1	C. Valdense		3,125	0,965	0,176	0,058
	1	Bioagro	1	4,986	2,054	0,346	0,180
	1	Bioagro	2	5,174	1,822	0,386	0,148
	1	Bioagro	3	6,274	1,352	0,406	0,078
	1	Bioagro	4	4,376	0,770	0,370	0,040
Promedio	1	Bioagro		5,203	1,500	0,377	0,112
	1	Marichal	1	4,828	1,978	0,438	0,164
	1	Marichal	2	7,214	1,712	0,538	0,104
	1	Marichal	3	6,500	1,596	0,498	0,088
	1	Marichal	4	7,452	1,838	0,990	0,092
Promedio	1	Marichal		6,499	1,781	0,616	0,112
	1	Agroplus	1	2,902	0,624	0,170	0,032
	1	Agroplus	2	2,696	1,064	0,148	0,062
	1	Agroplus	3	2,644	0,648	0,126	0,032
	1	Agroplus	4	1,940	0,696	0,128	0,026
Promedio	1	Agroplus		2,546	0,758	0,143	0,038
	1	Britos	1	6,442	1,774	0,404	0,218
	1	Britos	2	7,658	1,498	0,836	0,112
	1	Britos	3	5,728	1,240	0,394	0,106
	1	Britos	4	5,470	1,054	0,610	0,090
Promedio	1	Britos		6,325	1,392	0,561	0,132
	1	Torres	1	4,383	1,253	0,258	0,133
	1	Torres	2	5,576	1,810	0,412	0,150
	1	Torres	3	5,098	1,394	0,388	0,098
	1	Torres	4	5,056	0,914	0,382	0,046
Promedio	1	Torres		5,028	1,343	0,360	0,107

Análisis de varianza del Peso Fresco Aéreo

Resultados del ANAVA del PFA del plantín, a los 25 DDS.

Fuente de variación	de GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
Bloque	3	0,07356	0,02452	3.02	0.032	0.194	46.41
Sustrato	6	0,2189	0,03648	4.5	0.0004		

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFA del plantín, a los 32 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
Bloque	3	0,0089	0,00296	0.04	0.989	0.83	32.46
Sustrato	6	27,2464	4,541	10.13	0.0001		
Fertilización	1	0,3381	0,3381	0.75	0.3904		
Sust*Fert	6	1,3927	0,2321	0.52	0.7911		
Blo*Sus*Fert	39	17,4782	0,4481				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFA del plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.26.Bloq	3	9,0712	3.0237	12.40	0.0001	1,898	26,011
UE							
Sustrato	6	152,9577	25.4929	19.93	0.0001		
Fertilización	1	21,1562	21.1562	16.54	0.0002		
Sust * Fert.	6	13,5147	2.2524	1.76	0.1329		
Blo*Sus*Fert	39	49,8938	1,2793				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFA del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
Bloque	3	2,8581	0,9527	1.52	0.21	3.79	20.87
Sustrato	6	464,279	77,3798	24.95	0.0001		
Fertilización	1	283,4692	283,469	91.42	0.0001		
Sust*Fert	6	39,7654	6,6275	2.14	0.07		
Blo*Sus*Fert	39	120,932	3,10				

Anexo N° 14

Análisis de varianza del Peso Fresco de raíz

Resultados del ANAVA del PFR del plantín, a los 25 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
Bloque	3	0,04757	0,01585	2,54	0,0594	0,053	148,92
Sustrato	6	0,06454	0,01075	1,72	0,1207		

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFR del plantín, a los 32 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.27.BLOQ	3	0,4580	0.1526	7.17	0.0001	0.29	48.87
UE							
Sustrato	6	2,8674	0.4779	6.00	0.0002		
Fertilización	1	0,0903	0.0903	1.13	0.2934		
Sust * Fert.	6	0,9659	0.1609	2.02	0.0859		
Blo*Sus*Fert	39	3,1065	0,0796				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFR del plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.28.BLOQ	3	3,8014	1.2671	23.92	0.0001	0.64	35.87
UE							
Sustrato	6	12,8497	2.1416	10.27	0.0001		
Fertilización	1	0,1402	0.1402	0.67	0.4173		
Sust * Fert.	6	1,9597	0.3266	1.57	0.1831		
Blo*Sus*Fert	39	8,1352	0,2085				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PFR, a los 45 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	Fo	p(F>Fo)	Media (g)	C.V. (%)
Bloque	3	7,799	2,5996	23.52	0.0001	1.12	29.57
Sustrato	6	30,2631	5,0438	13.16	0.0001		
Fertilización	1	6,129	6,129	15.99	0.0003		
Sustratos*Fert	6	2,1456	0,3576	0.93	0.4825		
Blo*Sus*Fert	39	14,9495	0,3833				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Anexo N° 15

Análisis de varianza del Peso seco aéreo y de raíz

Resultados del ANAVA del PSA del plantín, a los 32 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.29.BLOQ	3	0,0237	0.0079			0.2710	0
UE							
Sustrato	6	0,4997	0.0832	8.90	0.0001		
Fertilización	1	0,0007	0.0007	0.08	0.7838		
Sust * Fert.	6	0,0289	0.0048	0.52	0.7932		
Blo*Sus*Fert	39	0,0729	0,0018				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PSA, a los 40 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.30.BLOQU	3	0,0174	0.0058	2.18	0.0911	0.1551	33.19
E							
Sustrato	6	0,7389	0.1231	19.75	0.0001		
Fertilización	1	0,0120	0.0120	1.93	0.1724		
Sust * Fert.	6	0,0731	0.0121	1.95	0.0962		
Blo*Sus*Fert	39	0,2431	0,0062				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PSA del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
---------------------	----	----	----	----------------	----------------------	-----------	----------

Bloque	3	0,1079	0,0359	3.13	0.0267	0.318	33.62
Sustrato	6	3,6718	0,6119	12.21	0.0001		
Fertilizacion	1	0,7668	0,7668	15.30	0.0004		
Sustratos*Fert	6	0,5066	0,0844	1.68	0.1508		
Blo*Sus*Fert	39	1,9554	0,0501				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PSR del plantín, a los 32 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.31.BLOQU E	3	0,0235	0.0078	.	.	0.0783	0
Sustrato	6	0,0650	0.0108	2.00	0.0896		
Fertilización	1	0,0070	0.0070	1.30	0.2604		
Sust * Fert.	6	0,0121	0.0020	0.37	0.8929		
Blo*Sus*Fert	39	0,0423	0,001				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PSR del plantín, a los 40 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
1.32.BLOQU E	3	0,0131	0.0043	5.08	0.0021	0.0462	63.36
Sustrato	6	0,0339	0.0056	4.69	0.0012		
Fertilización	1	0,00146	0.0014	1.21	0.2774		
Sust * Fert.	6	0,01007	0.0016	1.39	0.2421		
Blo*Sus*Fert	39	0,0457	0,0012				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Resultados del ANAVA del PSR del plantín, a los 45 DDS.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F _o	p(F>F _o)	Media (g)	C.V. (%)
---------------------	----	----	----	----------------	----------------------	-----------	----------

Bloque	3	0,0987	0,0329	23.67	0.0001	0.093	39.77
Sustrato	6	0,0788	0,0131	2.14	0.0701		
Fertilizacion	1	0,0266	0,0266	4.35	0.0437		
Sustratos*Fert	6	0,0110	0,0018	0.30	0.9325		
Blo*Sus*Fert	39	0,2394	0,0061				

GL: Grados de Libertad; SC: Suma de Cuadrados; CM: Cuadrado Medio.

Anexo N° 16

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de peso a los 32 DDS.

PFA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.878
Bioagro	1.046
Marichal	1.327
Britos	0.970
C. Valdense	0.550
Agroplus	0.301
Torres	0.744

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_\alpha) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PFA

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
						s	

IMM		0.0052	<.0001	0.1175	<.0001	<.0001	0.0296
Bioagro	0.0052		<.0001	0.2134	<.0001	<.0001	<.0001
Marichal	<.0001	<.0001		<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
Britos	0.1175	0.2134	<.0001		<.0001	<.0001	0.0002
C. Vadldense	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001	0.0015
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001
Torres	0.0296	<.0001	<.0001	0.0002	0.0015	<.0001	

PFR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.260
Bioagro	0.348
Marichal	0.505
Britos	0.209
C. Valdense	0.260
Agroplus	0.178
Torres	0.329

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \text{alfa}$, entonces Rechazo Ho alfa = 0,05

Niveles de significancia (PDIFF) de PFR

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
-----	-----	---------	----------	--------	------------	----------	--------

IMM		0.0080	<.0001	0.1141	0.9939	0.0121	0.0369
Bioagro	0.0080		<.0001	<.0001	0.0079	<.0001	0.5661
Marichal	<.0001	<.0001		<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
Britos	0.1141	<.0001	<.0001		0.1158	0.3469	0.0003
C. Vadldense	0.9939	0.0079	<.0001	0.1158		0.0124	0.0362
Agroplus	0.0121	<.0001	<.0001	0.3469	0.0124		<.0001
Torres	0.0369	0.5661	<.0001	0.0003	0.0362	<.0001	

PSA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.053
Bioagro	0.070
Marichal	0.085
Britos	0.059
C. Valdense	0.034
Agroplus	0.025
Torres	0.052

PSR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.008
Bioagro	0.026
Marichal	0.020
Britos	0.011
C. Valdense	0.015
Agroplus	0.007
Torres	0.022

Anexo N° 17

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de peso a los 40 DDS.

PFA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	2.265
Bioagro	2.291
Marichal	2.569
Britos	2.817
C. Valdense	1.208
Agroplus	0.605
Torres	1.557

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PFA

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplu s	Torres
IMM		0.8106	0.0064	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
Bioagro	0.8106		0.0128	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
Marichal	0.0064	0.0128		0.0264	<.0001	<.0001	<.0001
Britos	<.0001	<.0001	0.0264		<.0001	<.0001	<.0001
C.Valdense	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001	0.0018
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001
Torres	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0018	<.0001	

PFR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.615
Bioagro	0.899
Marichal	0.875
Britos	0.611
C. Valdense	0.444
Agroplus	0.266
Torres	0.778

$H_0: u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PFR

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplu s	Torres
IMM		<.0001	<.0001	0.9424	0.0010	<.0001	0.0018
Bioagro	<.0001		0.6380	<.0001	<.0001	<.0001	0.0191
Marichal	<.0001	0.6380		<.0001	<.0001	<.0001	0.0601
Britos	0.9424	<.0001	<.0001		0.0015	<.0001	0.0015
C. Valdense	0.0010	<.0001	<.0001	0.0015		0.0007	<.0001
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0007		<.0001
Torres	0.0018	0.0191	0.0601	0.0015	<.0001	<.0001	

PSA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.167
Bioagro	0.196
Marichal	0.218
Britos	0.212
C. Valdense	0.089
Agroplus	0.058
Torres	0.131

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PSA

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
IMM		0.0134	<.0001	0.0002	<.0001	<.0001	0.0017
Bioagro	0.0134		0.0550	0.1750	<.0001	<.0001	<.0001
Marichal	<.0001	0.0550		0.5802	<.0001	<.0001	<.0001
Britos	0.0002	0.1750	0.5802		<.0001	<.0001	<.0001
C. Valdense	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		0.0256	0.0004
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0256		<.0001
Torres	0.0017	<.0001	<.0001	<.0001	0.0004	<.0001	

PSR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.041
Bioagro	0.056
Marichal	0.051
Britos	0.053
C. Valdense	Non-est
Agroplus	0.026
Torres	0.067

$H_0: u_i = u_j$

$H_a: u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PSR

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
IMM		0.0210	0.1488	0.0768	.	0.1131	0.0004
Bioagro	0.0210		0.3814	0.5968	.	0.0014	0.1349
Marichal	0.1488	0.3814		0.7337	.	0.0096	0.0233
Britos	0.0768	0.5968	0.7337		.	0.0049	0.0506.
C. Valdense
Agroplus	0.1131	0.0014	0.0096	0.0049	.		<.0001
Torres	0.0004	0.1349	0.0233	0.0506	.	<.0001	

Anexo N° 18

Prueba de comparación de medias (PDIFF) de peso a los 45 DDS.

PFA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	4.435
Bioagro	4.208
Marichal	4.939
Britos	5.434
C. Valdense	2.541
Agroplus	1.432
Torres	3.520

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PFA

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
IMM		0.2077	0.0055	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
C. Valdense	0.2077		<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0002
Bioagro	0.0055	<.0001		0.0059	<.0001	<.0001	<.0001
Marichal	<.0001	<.0001	0.0059		<.0001	<.0001	<.0001
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001	<.0001
Britos	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001
Torres	<.0001	0.0002	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	

PFR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	1.146
Bioagro	1.355
Marichal	1.507
Britos	1.311
C. Valdense	0.822
Agroplus	0.476
Torres	1.252

Ho: $u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PFR

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
IMM		0.0062	<.0001	0.0310	<.0001	<.0001	0.1664
Bioagro	0.0062		0.0421	0.5604	<.0001	<.0001	0.1698
Marichal	<.0001	0.0421		0.0096	<.0001	<.0001	0.0008
Britos	0.0310	0.5604	0.0096		<.0001	<.0001	0.4315
C. Valdense	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001	<.0001
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		<.0001
Torres	0.1664	0.1698	0.0008	0.4315	<.0001	<.0001	

PSA promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.332
Bioagro	0.151
Marichal	0.357
Britos	0.479
C. Valdense	0.117
Agroplus	0.466
Torres	0.269

$H_0: u_i = u_j$

Ha: $u_i \neq u_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo H_0 $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PSA

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplu s	Torres
IMM		0.3045	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0118
Bioagro	0.3045		<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0004
Marichal	<.0001	<.0001	0.56	0.5694	<.0001	<.0001	<.0001
Britos	<.0001	<.0001	94		<.0001	<.0001	<.0001
C. Vaddense	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001		0.2826	<.0001
Agroplus	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.2826		<.0001
Torres	0.0118	0.0004	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	

PSR promedio según sustrato

Sustrato	Media (g)
IMM	0.092
Bioagro	0.064
Marichal	0.104
Britos	0.097
C. Valdense	0.056
Agroplus	0.129
Torres	0.092

Ho: $\mu_i = \mu_j$

Ha: $\mu_i \neq \mu_j$

Si $P(T > T_0) < \alpha$, entonces Rechazo Ho $\alpha = 0,05$

Niveles de significancia (PDIFF) de PSR

i/j	IMM	Bioagro	Marichal	Britos	C Valdense	Agroplus	Torres
IMM		0.1723	0.5247	<.0001	0.0154	0.0051	0.9768
Bioagro	0.1723		0.4544	0.0029	0.0005	0.0002	0.1751
Marichal	0.5247	0.4544	0.00	0.0002	0.0034	0.0012	0.5378
Britos	<.0001	0.0029	02	<.00	<.0001	<.0001	<.0001
C. Vaddense	0.0154	0.0005	0.0034	01<.00		0.5705	0.0137
Agroplus	0.0051	0.0002	0.0012	01<.00	0.5705	0.0	0.0045
Torres	0.9768	0.1751	0.5378	01	0.0137	045	