

**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE VALENCIA**

**ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR DEL MEDIO  
RURAL Y ENOLOGÍA**



**E.T.S. DEL MEDIO RURAL Y ENOLOGÍA**  
**E.T.S. DEL MEDI RURAL I ENOLOGIA**

***Cultivo de hortícolas: ensayo de  
variedades***  
***Influencia del uso y manejo del suelo:  
Agregación, erosionabilidad y fracción  
orgánica***

**TRABAJO FINAL DE CARRERA**

**ALUMNO:**

***Ali Benchekroun***

**DIRECTORA ACADÉMICO/A**

***Desamparados Soriano Soto***

**DIRECTOR EXPERIMENTAL:**

***M<sup>º</sup> Jose Molina Donate***

***VALENCIA, ABRIL DE 2009***

## AGRADECIMIENTOS

En primer lugar agradecer a mi directora de trabajo D. <sup>a</sup> María Desamparados Soriano Soto (Departamento de Producción Vegetal de la UPV) por la ayuda y conocimiento que me ha aportado además de la posibilidad de realizar diversas prácticas de laboratorio.

Agradecer a todos los departamentos en los que efectué los ensayos.

Y en especial a mi familia y mi novia por haberme apoyado en todo momento durante estos años de carrera universitaria.

## **Cultivo de hortícolas: Ensayo de variedades. Influencia del uso y manejo del suelo: agregación, erosionabilidad y fracción orgánica.**

El manejo del suelo influye directamente sobre propiedades del suelo, tales como la materia orgánica y esta a su vez sobre la estabilidad de los agregados del suelo, los cuales son responsables de la infiltración y la erosión.

En este trabajo se estudian suelos de cultivo extensivo en rotación (maíz, espinaca y guisante, en concreto las variedades de espinaca Falcon y RS1301) en Villena (Alicante), y se analiza el contenido y la proporción de la materia orgánica del suelo, la estabilidad de los agregados, la capacidad de infiltración y el comportamiento de los suelos frente a la lluvia simulada.

Se utilizan métodos convencionales de análisis de suelos como la determinación de materia orgánica del suelo, la estabilidad de los agregados, y otras técnicas instrumentales más complejas como la espectroscopia de infrarrojos, la microscopia electrónica de barrido y técnicas específicas de procesos hidrológicos como la simulación de lluvia en campo.

Los resultados obtenidos muestran que la infiltración del agua en estos suelos aumenta con la estabilidad de los agregados, y esta a su vez influenciado por el manejo del suelo influyendo sobre la productividad agrícola.

-Alumno: D Ali Benchekroun

-Director Académico: Prof<sup>a</sup>. D<sup>a</sup> M<sup>a</sup> Desamparados Soriano Soto.

-Directora experimental: D<sup>a</sup> M<sup>a</sup> José Molina Donate

-Valencia, marzo de 2009

**CAPÍTULO I- INTRODUCCIÓN**

1.1- INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS.....1

1.2- ÁREA DE ESTUDIO.....3

1.2.1- SITUACIÓN DE LA PARCELA.....3

1.2.2- LITOLOGÍA Y GEOMORFOLOGÍA.....5

1.2.3- HIDROLOGÍA.....7

1.2.4- CLIMA.....7

1.2.5- TIPO DE SUELO.....10

1.2.6- USO DEL SUELO. CULTIVOS.....10

**CAPÍTULO II- MATERIAL Y MÉTODOS**

2.1- PARCELAS DE ESTUDIO.....11

2.1.1- FACTORES Y NIVELES.....11

2.1.2- DISTRIBUCIÓN Y MEDIDAS DE LAS PARCELAS DE ENSAYO.....11

2.1.3- AGRUPACIÓN.....12

2.1.4- TIEMPOS DE OBSERVACIÓN.....13

2.2.1- MUESTREO DE CAMPO .....14

2.2.2- LABORES PREPARATORIAS PREVIAS A LA SIEMBRA.....15

2.2.3- ABONADO DE FONDO PREVIO A LA SIEMBRA .....16

2.2.4- HERBICIDAS DE PREEMERGENCIA.....16

2.2.5- EXTENDIDO DE GOTEROS .....17

2.2.6- SIEMBRA: ENSAYO DE GERMINACIÓN .....17

2.2.7- ABONADO DE COBERTERA .....18

2.2.8- RECOLECCIÓN.....18

2.2.8.1- MOMENTO Y AJUSTES PREVIOS A LA RECOLECCIÓN.....18

2.2.8.2- FORMA DE RECOLECCIÓN Y METODOLOGÍA.....	18
2.2.9- CARACTERIZACIÓN DE LA VEGETACIÓN EN LAS PARCELAS.....	19
2.3- DESCRIPCIÓN DE LOS ANÁLISIS DE SUELOS.....	20
2.3.1- PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS DE SUELO. ....	21
2.3.2- DETERMINACIÓN DEL COLOR DEL SUELO .....	21
2.3.3- DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO EN CARBONATO CÁLCICO EN SUELO.....	22
2.3.4- DETERMINACIÓN DE LA TEXTURA POR EL MÉTODO DEL DENSÍMETRO DE BOUYOCOS.....	23
2.3.5- DETERMINACIÓN DEL PH DEL SUELO .....	25
2.3.6- DETERMINACIÓN DE LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA.....	25
2.3.7- DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO Y BASES DE CAMBIO .....	26
2.3.8- DETERMINACIÓN DEL NITRÓGENO TOTAL EN SUELO.....	26
2.3.9- DETERMINACIÓN DEL FÓSFORO ASIMILABLE.....	27
2.3.10-DETERMINACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO (MÉTODO DE WALKEY Y BLACK). ....	27
2.3.11- DETERMINACIÓN DEL HUMUS DE UN SUELO. ....	29
2.3.12- CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA HUMIFICADA MEDIANTE ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJOS.....	32
2.3.13- MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA...39	
2.3.14-EXTRACCIÓN DE MICROARTRÓPODOS (MÉTODO DEL EMBUDO DE BERLESSE).....	45
2.3.15-DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD DE CAMPO (CC) Y DEL PUNTO DE MARCHITAMIENTO (PM).....	48
2.3.16- SIMULACIÓN DE LLUVIA. ....	49
2.3.17- MEDIDAS DE INFILTRACIÓN DEL AGUA EN EL SUELO EN CAMPO MEDIANTE INFILTRÓMETROS DE DISCO. ....	51
2.3.18- ESTABILIDAD ESTRUCTURAL DE LOS AGREGADOS. TEST DE LA GOTA. ....	57

2.3.19- RESPIROMETRÍA.....	59
2.3.20- ANALISIS DE ELEMENTOS TOTALES CON Autoanalizador CHN...	64
2.4- SIMULADOR DE LLUVIA.....	65

### **CAPÍTULO III- RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

3.1- PROPIEDADES DE LOS SUELOS.....	69
3.1.1- CONTENIDOS DE CARBONO Y NITRÓGENO .....	71
3.1.2- ÍNDICES ORGÁNICOS.....	75
3.1.3- ESTUDIO DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA POR ESPECTROSCOPIA IR Y MICROSCOPIA ELECTRÓNICA .....	83
3.1.3.1- ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJOS DE LAS FRACCIONES ORGÁNICAS DEL SUELO EN LAS DIFERENTES ETAPAS DEL CULTIVO: CUANTIFICACIÓN Y COMPOSICIÓN.....	83
3.1.3.2- MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE LAS FRACCIONES ORGÁNICAS DEL SUELO EN LAS DIFERENTES ETAPAS DEL CULTIVO: CUANTIFICACIÓN Y COMPOSICIÓN.....	86
3.1.3.3- ANÁLISIS ELEMENTAL DE LAS MUESTRAS DE SUELO.....	95
3.1.4- ESTABILIDAD DE LA ESTRUCTURA .....	102
3.1.5- INFILTRACIÓN Y PÉRDIDA DE SUELO POR EROSIÓN.....	105
3.1.6.1- INFILTRACION CON SIMULADORES DE LLUVIA.....	106
3.1.6.2- EVOLUCIÓN ACUMULADA DE C-CO <sub>2</sub> DURANTE LA INCUBACIÓN DE LAS MUESTRAS DE SUELO .....	112
3.1.7- POBLACIONES DE MICROARTRÓPODOS .....	114

### **CAPÍTULO IV- CONCLUSIONES.....**

### **CAPÍTULO V – BIBLIOGRAFIA .....**



## 1. INTRODUCCIÓN

### 1.1. INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS

Si la agricultura convencional está basada en la labranza del suelo como operación principal, la agricultura de conservación apoya el no laboreo, dado que este proceso conlleva a largo plazo a una reducción de materia orgánica del suelo y a la pérdida de suelo por erosión y como consecuencia al proceso de degradación de la tierra.

Las técnicas que incluyen los métodos de la labranza conservacionista, no solo incluyen reducir la labranza mecanizada, además aportan los residuos de la cosecha que permanecen en la superficie de la tierra y producen un capa de cobertura vegetal, la cual protege la tierra del impacto físico de lluvia y viento, además estabiliza la humedad de la tierra y temperatura en los estratos superficiales. De esta manera se favorece la estructuración de la tierra que produce agregados muy estables con la formación de poros continuos que permiten la rápida infiltración de agua en caso de lluvias abundantes.

Por otra parte, la rotación de los cultivos produce la rotura de la cadena infecciosa entre las cosechas siendo este un método de control de plagas, que hace sea necesario un menor nivel de pesticidas respecto al cultivo convencional. También y desde el punto de vista económico la agricultura de conservación permite una reducción de costos de la producción.

Desde el punto de vista de la fracción orgánica las practicas agronómicas de conservación donde se incluyen rotaciones y manejo de residuos, favorece la incorporación de la materia orgánica variando sus fracciones constituyentes. Estas fracciones, ácidos húmicos, fúlvicos y huminas están involucradas en procesos fisicoquímicos que afectan la estructura e intercambio de iones en el suelo, afectando al contenido de nutrientes tales como N, fosforo (P), azufre (S) y micronutrientes.

El efecto de la materia orgánica también se hace patente sobre la respiración del suelo, que permite conocer la mineralización y estabilidad del carbono C en relación a la cantidad y calidad de la materia orgánica presente y las practicas de manejo agronómico.

En este marco se sitúan los objetivos del presente trabajo los cuales se centran en comparar el efecto en los suelos de los diferentes sistemas de manejo y fertilización sobre la cantidad, calidad y distribución del carbono orgánico bajo unos tratamientos y variables concretas, centrándonos en:

- a) valorar parámetros físicos y químicos en suelos, en especial materia orgánica y sus fracciones;
- b) determinar actividad microbiana en un suelo bajo distinto manejo agronómico en un experimento de corta duración;
- c) evaluar la sensibilidad del parámetro actividad microbiana en comparación a C orgánico frente al manejo agronómico;
- d) establecer su utilidad como indicador biológico de cambios en la fertilidad y calidad del suelo.



## 1.2. ÁREA DE ESTUDIO

### 1.2.1. SITUACIÓN DE LA PARCELA

El área de estudio se sitúa en una finca agrícola localizada en las proximidades de la autovía A-31, en las cercanías del municipio de Villena concretamente a 15Km., por un camino lateral de la autovía se accede a la finca del puntal por el llamado Camino del Puntal.



Figura 1.1 Situación de la finca



Figura 1.2 Situación de la finca



Figura 1.3. Área de estudio

Las coordenadas que definen el emplazamiento del estudio son:

U.T.M: **X: 0684815; Y: 4281994**

Grados: **N 38° 40' 11,5''**



**Figura 1.4 Finca Del Puntal**

### **1.2.2 LITOLOGÍA Y GEOMORFOLOGÍA**

Según el mapa geológico de la hoja de Villena (IGME, 1974), los materiales de la zona de estudio corresponde a materiales del Terciario formados por calizas y conglomerados calcáreos



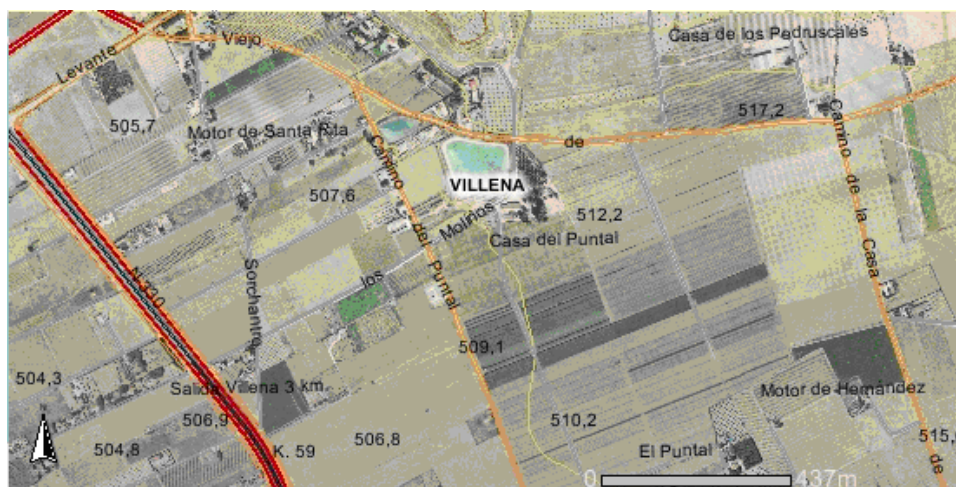
**Figura 1.5 Distribución de los materiales litológicos en el área de estudio.**

- SI 2 Cantos y graveras
- SI 2-3 Cantos, gravas y arenas
- SI 2-3-4 Cantos, gravas, arenas y limos
- SI 2-3-5 Cantos, gravas, arenas y arcillas
- SI 2-4 Cantos, gravas y limos
- SI 2-5 Cantos, gravas y arcillas
- SI 3 Arenas
- SI 3-2 Arenas, gravas y cantos
- SI 3-4 Arenas y limos
- SI 3-5 Arenas y arcillas
- SI 4 Limos
- SI 4-2 Limos, gravas y cantos
- SI 4-3 Limos y arenas
- SI 4-5 Limos y arcillas
- SI 5 Arcillas

**Leyenda**

El valle de Villena presenta un topografía llana, geológicamente los materiales proceden de antiguos fondos de laguna las cuales se desecaron artificialmente al encauzarse el rio Vinalopó.





**Figura 1.6 mapa de altitudes**

### 1.2.3 HIDROLOGÍA

El único río importante de la zona es el Vinalopó .sus aguas atraviesan la depresión de Villena por un cauce artificial, con lo que se ha conseguido eliminar la zona pantanosa que antes existía al sur de la ciudad.

También atraviesa la depresión de Villena la llamada acequia del rey, cauce artificial de drenaje de una antigua laguna situada al oeste del cabezo de la virgen. Vierte sus aguas en el Vinalopó.

### 1.2.4 CLIMA

El estudio climático se realiza a partir de los datos climáticos de la estación de Villena situada a 505 metros de altitud en la provincia de Alicante. La clasificación climática de Thorthwaite da como resultado DdB´2b´4 correspondiente a un clima semiárido con poco o nulo exceso de agua e invierno, mesotérmico y con una concentración de la eficacia térmica de b´4.

Tabla 1.1 .Resumen de datos climáticos de la estación de Villena

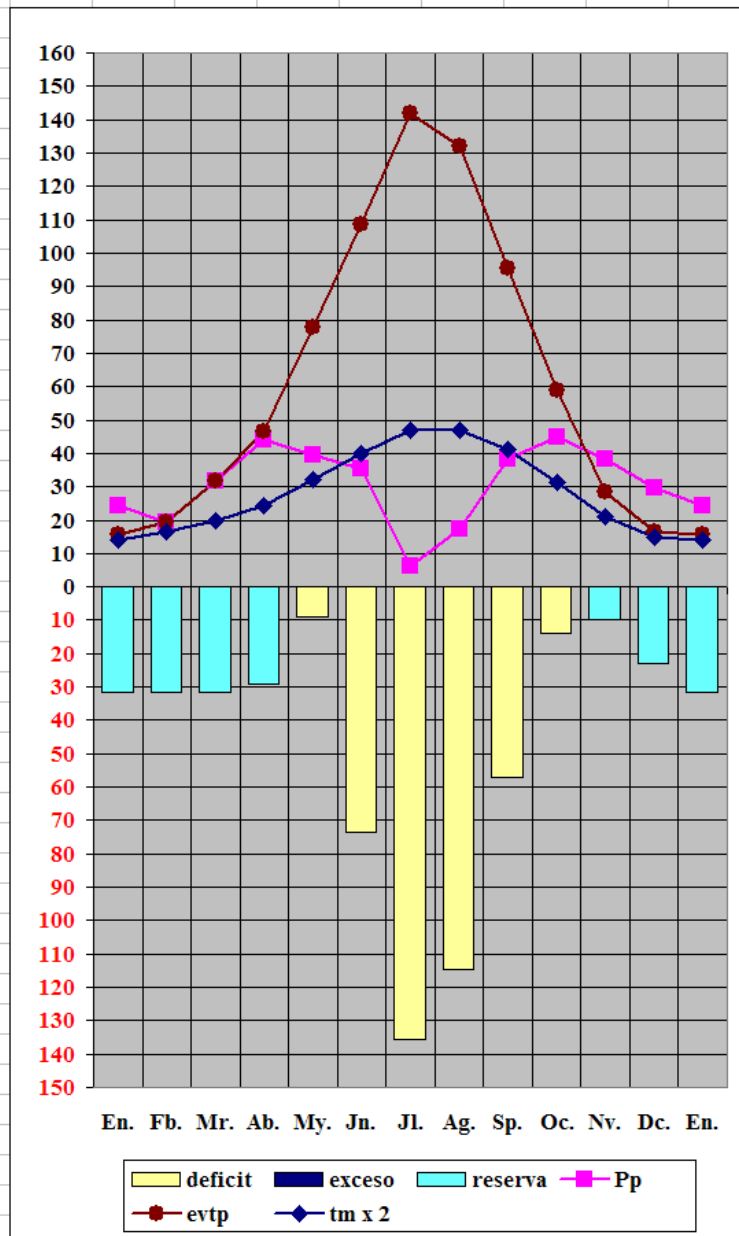
INDICES			
<b>tm anual</b>	14,54 °C	<b>lh =</b>	0,00
<b>l anual</b>	64,25	<b>la =</b>	52,26
<b>a</b>	1,50	<b>lm =</b>	- 31,36
<b>evtp anual</b>	772,95 mm		
<b>evtp estival</b>	382,54 mm		
<b>evtp estival</b>	49,49 %	CLASIFICACIÓN DE THORNTHWAITE	
<b>Pp anual</b>	369,00 mm	<b>D Semiárido</b>	
<b>reserva ideal</b>	100,00 mm	<b>d Poco o nulo exceso de agua en invierno</b>	
<b>evtr anual</b>	369,00 mm	<b>B'2 Mesotérmico</b>	
<b>deficit anual</b>	403,95 mm	<b>b'4</b>	
<b>exceso anual</b>	0,00 mm		
<b>torrencialidad</b>	53,19		

El déficit anual es considerable alcanzando 403.95 mm, producido por la baja precipitación total anual (369 mm) y la elevada evapotranspiración (772.95 mm anuales)

Destacan los elevados valores del índice de aridez **la** pero los valores bajos del índice de torrencialidad relacionados con las bajas precipitaciones escasamente erosivas.

**Tabla 1.2 .Clasificación climática de Thorthwaite de la estación de Villena. Representación grafica de los valores de temperatura, precipitación y evapotranspiración**

Estación:	(A) Villena	Thornthwaite Mes:		D	d	B'2	b'4					
Reserva:	100	Thornthwaite Dia:		D	d	B'2	b'4					
		Soil Taxonomy:		ARIDIC								
Estación:	Villena	Long.	0	52	O	Altura	505 metros					
	(Alacant)	Lat.	38	38	N	Periodd	961-90					
	En.	Fb.	Mr.	Ab.	My.	Jn.	Jl.	Ag.	Sp.	Oc.	Nv.	Dc.
tm mes	7,10	8,20	9,90	12,20	16,00	19,90	23,50	23,40	20,50	15,70	10,60	7,50
Pp mes	24,50	19,30	31,80	44,10	39,40	35,30	6,40	17,30	38,10	44,80	38,20	29,80



## **2. MATERIALES Y METODOS**

### **2. 1. PARCELAS DE ESTUDIO**

Las diferentes parcelas en las que hemos realizado los distintos ensayos de variedad, fertilización y tratamiento del cultivo de espinaca, se encuentran en el Puntal- Rivera en Villena (Alicante).

#### **2.1.1 FACTORES Y NIVELES:**

##### **HOJA**

1. Variedades hojas de espinacas: A = Falcon y B = RS 1301

##### **SUELO**

2. Fertilización: F1 (nitrogenada inorgánica); F2 (orgánica); F3 (nitrogenada inorgánica + orgánica)

Operaciones comunes realizadas en todas las parcelas:

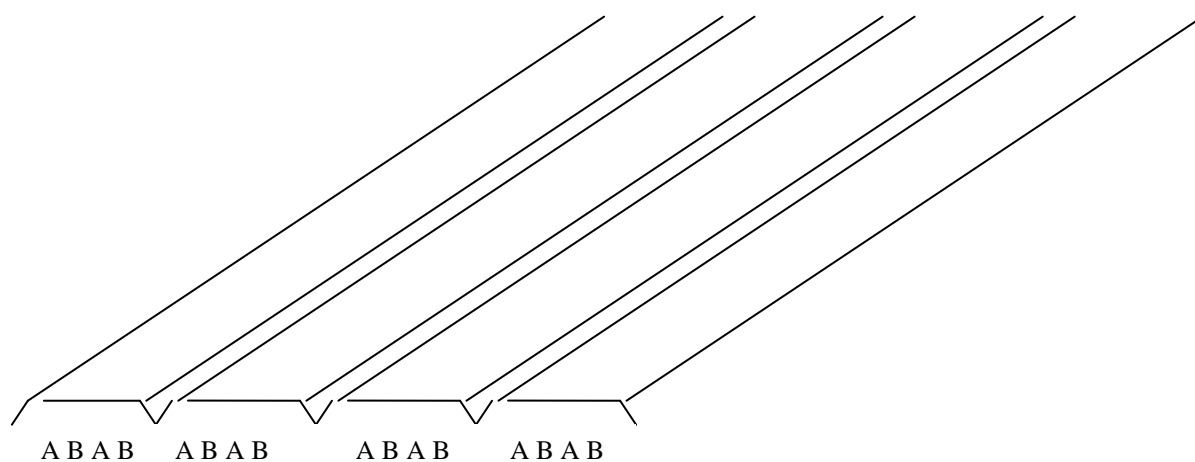
- Labores preparatorias de siembra.
- Ajustes de la máquina sembradora (densidad y profundidad de siembra).
- Tratamientos con herbicidas.
- Riego por goteo

#### **2.1.2 DISTRIBUCIÓN Y MEDIDAS DE LAS PARCELAS DE ENSAYO:**

En el ensayo se plantaron espinacas en 6 parcelas de ensayo de 8,50 m de ancho y 120 m de largo. Se dividió cada parcela en cuatro banquetas (figura 2.1).

La sembradora utilizada posee dos cuerpos ( 1 y 3) provistos con semilla de la variedad A (Falcon) y los otros dos (2 y 4) con semillas de la variedad B (RS1301). Totaliza un ancho de aproximado de 2,12 m y se realizaron 4 pases de sembradora en cada parcela.



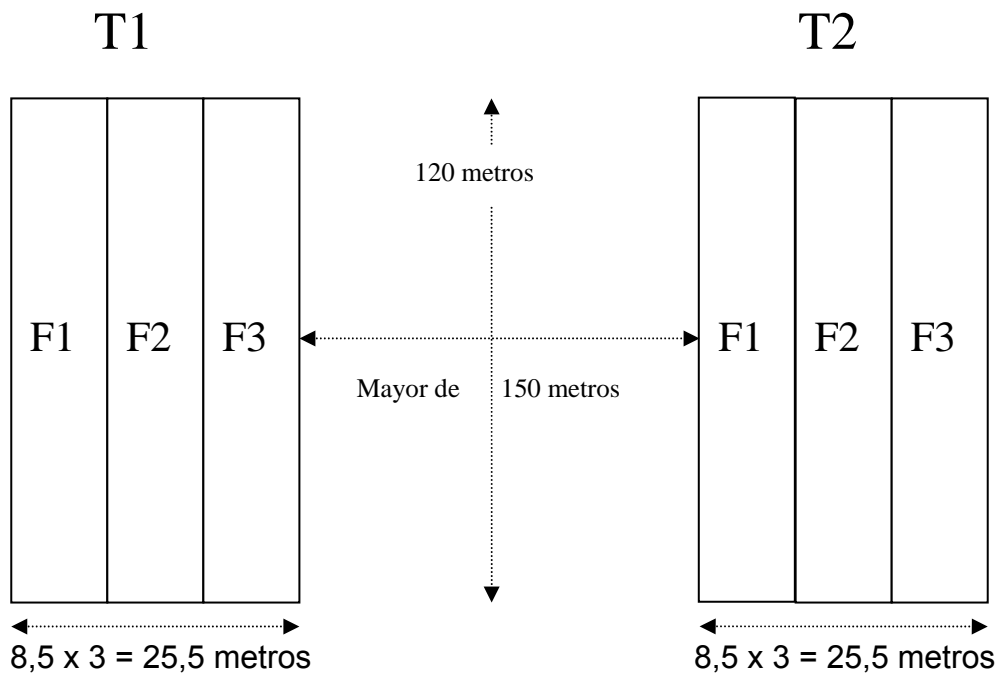


**Figura 2.1 distribución de variedades**

En consecuencia, en cada banqueta de una misma variedad se localizan 7 líneas de cultivo (de 120 m de largo) de la variedad A (Falcon) y otras 7 para la variedad B (RS1301).

### **2.1.3 AGRUPACIÓN:**

Las 6 parcelas se agruparán de 2 en 2. Un grupo se tratará con fertilización inorgánica y el otro con orgánica y un tercero con ambas (orgánica e inorgánica).



**Figura 2.2 Esquema de la agrupación realizada en las parcelas**

Sobre cada parcela se realiza la fertilización F que le corresponde.

La recolección de la cosecha fue realizada a mano, individualizando cada una de las 16 líneas de cultivo existentes en cada parcela.

#### 2.1.4 TIEMPOS DE OBSERVACIÓN Y MUESTREO

En el presente trabajo, se ha estudiado y analizado la evolución a lo largo del tiempo de diferentes propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, definiendo para ello los siguientes de observación:

- TIEMPO T0: Instante previo a la preparación del suelo con rastrojos de maíz del cultivo anterior (Fig. 2.3).
- TIEMPO T1: Instante en que el suelo estaba preparado y recién sembrado (Fig. 2.4).
- TIEMPO T2: Instante posterior a la cosecha (poscosecha) (Fig.2.5).



Fig.2.3 Tiempo T0 Fig.2.4 Tiempo T1

Fig.2.5 Tiempo T2

### 2.2.1 MUESTREO DE CAMPO

Los puntos de muestreo T0 T1 T2 correspondieron al suelo con restos de maíz de la cosecha anterior, al suelo con la espinaca recién plantada y al suelo con la espinaca plantada y cosechada.

**Tabla 2.2. Parcelas y puntos de muestreo en los suelos estudiados.**

PARCELAS		
Puntos de muestreo	Cultivo	Tratamiento
T0	Maíz restos	Control
T1	Espinaca recién plantada	Preparación suelo
T2	Espinaca crecida	Cosechado
P1T2	Espinaca cosecha	Tratamiento: Abono mineral
P6T2	Espinaca cosecha	Tratamiento: Abono mineral
P3T2	Espinaca cosecha	Tratamiento: Materia orgánica
P4T2	Espinaca cosecha	Tratamiento: Materia orgánica
P5T2	Espinaca	Tratamiento:

	cosecha	Abono tradicional + materia orgánica
<b>P2T2</b>	Espinaca cosecha	Abono tradicional + materia orgánica

Las muestras de hojas tomadas en cada subparcela vienen denominadas de M1 a M6 para el tiempo T2, distinguiendo las dos variedades Falcon y RS 1301 y tres posiciones en la parcela cabecera, medio y pie.



**Figura 2.6 Distribución de las variedades en la parcela de estudio**

### 2.2.2 LABORES PREPARATORIAS PREVIAS A LA SIEMBRA

La secuencia de operaciones realizadas en la preparación del suelo ha sido la siguiente:

1°. Pase con GRADA DE DISCOS para desmenuzar el rastrojo del cultivo anterior de maíz y levantar la capa superior de suelo (Fig.2.7).

2°. Pase con SUBSOLADOR para romper horizontes endurecidos y soltar tocones de maíz.

3°. Pase con FRESADORA para desmenuzar la capa superior de suelo preparando así el tamaño de agregados adecuados a la semilla hortícola (Fig.2.8).

4°. Conformación de mesetas con un CONFORMADOR: esta labor se ha realizado con el fin de nivelar y formar la superficie de siembra (Fig.2.9.)



**Fig. 2.7 Grada de discos    Fig. 2.8 Fresadora    Fig.2.9 Conformador**

En todas las labores (así como en el resto de operaciones mecanizadas) se ha empleado un tractor de ruedas de doble tracción dotado de una potencia de aproximadamente de 120 CV.

### **2.2.3 ABONADO DE FONDO PREVIO A LA SIEMBRA**

Previamente al pase de la fresadora, se ha realizado un abonado de fondo a mano. Los productos utilizados (según parcelas) han sido: fosfato diamónico a una dosis de 300 Kg/ha, sulfato potasa a 150 Kg/ha, estiércol a 30.000 kg/ha e ITALPOLLINA a 3.000 kg/ha. Teniendo en cuenta que el estiércol como la ITALPOLLINA se aplicaron con vistas a cubrir cuatro cosechas.

### **2.2.4 HERBICIDAS DE PREEMERGENCIA**

La presencia de malas hierbas se controla muy especialmente en la fase de emergencia, realizando un tratamiento con Lenacilo mediante barras

pulverizadoras (Fig.2.10), siendo este tratamiento realizado en todas las parcelas a una dosis de 1 l/ha.



**Figura 2.10. Barras pulverizadoras**

### **2.2.5 EXTENDIDO DE GOTEROS**

Como sistema de riego un riego localizado se utilizaron goteros integrados a razón de 5 salidas/ml. La separación entre salidas es de 20 cm.

Se han dispuesto tres laterales sobre cada meseta: una sobre el eje central y dos laterales a 50 cm de la central.

El agua procede de una balsa de riego y cae por gravedad hasta la tubería principal. Esta balsa de riego tiene su alimentación en un pozo subterráneo que le suministra agua por medio de un grupo moto-bomba que tiene una potencia de 160CV

### **2.2.6 SIEMBRA: ENSAYO DE GERMINACIÓN**

Para la realización de la siembra se empleó una sembradora de precisión con 14 cuerpos (Figura 2.11) en los que se fue alternando semilla de la variedad “FALCON” con semilla de la variedad “RS1301”. La ventaja de la utilización de esta sembradora es para facilitar la siembra al no tener necesidad de realizar numerosos pases de sembradora, dado que con ella se consigue conservar el lecho de siembra en perfecto estado.

Se realizó la siembra el 8 de octubre del 2007. La dosis utilizada fue de  $5 \times 10^6$  semillas /ha y se sembró a una profundidad de 1-2 cm. El número de líneas en cada meseta fue de 14 y la separación entre líneas de 1,5 cm.



**Figura 2.11. Sembradora**

### **2.2.7 ABONADO DE COBERTERA**

Una vez realizada la siembra, se realizó un abonado de cobertera a mano empleando los siguientes productos (según parcela y tratamiento mencionado anteriormente): Nitrosulfato amónico 26 a una dosis de 300 kg/ha y Biopron a una dosis de 150 kg/ha.

### **2.2.8 RECOLECCIÓN**

#### **2.2.8.1 MOMENTO Y AJUSTES PREVIOS A LA RECOLECCIÓN**

El ciclo de cultivo fue de 65 días, dado que este momento las espinacas ya presentaban un desarrollo adecuado para poder ser recolectadas a mano.

#### **2.2.8.2 FORMA DE RECOLECCIÓN Y METODOLOGÍA SEGUIDA**

Se recolectan las espinacas cortadas (Fig.2.12).Identificándose número de la parcela y de la meseta, el número de la línea correspondiente y el lugar según dosis de riego (cabecera, medio o pie) (Fig.2.13).





Fig.2.12 Operario cortando



Fig.2.13 Recogida de cajas de campo

Una vez pesadas las muestras se tomaba una muestra para el posterior análisis (Fig.2.14).



Fig.2.14. Toma de muestras para análisis foliar



Fig.2.15. Remolque

### 2.2.9 CARACTERIZACIÓN DE LA VEGETACIÓN EN LAS PARCELAS

Tabla 2.2 Principales características de las variedades empleadas en el presente estudio.

	Variedad "FALCON"	Variedad "1301"
Tipo	Espinaca híbrida de tipo europeo para industria y mercado fresco	Espinaca híbrida de tipo europeo para industria y mercado fresco
Ciclo	Intermedio 55 - 65 días	Intermedio 40 - 80 días
Planta	Planta vigorosa, grande, densa y semi erecta	Planta vigorosa, grande, con hojas redondeadas
Resistencia	7 Razas de Mildiu ( <i>Peronospora spinaciae</i> )	8 Razas de Mildiu ( <i>Peronospora spinaciae</i> )



	<i>Laub)</i>	<i>Laub)</i>
<b>Textura</b>	Lisa suave	Gruesa
<b>Tamaño</b>	Grandes redondeadas y pesadas	Grandes redondeadas
<b>Ventajas</b>	Altos rendimientos y mayor resistencia a mildiu (cepas de 1 a 7)	Altos rendimientos y mayor resistencia a mildiu (cepas de 1 a 8)
<b>Época</b>	Otoño - invierno	Otoño – invierno
<b>Importancia actual</b>	Europa: 35 % del total de superficie de espinaca. España: 65 %	Europa: 5 % del total de superficie de espinaca. España: 10 %

### 2.3. DESCRIPCIÓN DE LOS ANÁLISIS DE SUELOS

Al comenzar los ensayos, previo a las labores y a las aportaciones de fertilizante, se hará un análisis de suelos, lo más completo posible, que sirva de referencia del estado inicial. Para ello se muestrean tres parcelas representativas y se toman muestras diferenciadas de los niveles: 0 a 15 cm, y 15 a 30 cm

Se determinará:

#### A) Propiedades físicas:

- Color del suelo
- Humedad gravimétrica
- Curvas de retención hídrica
- Humedad volumétrica
- Densidad aparente
- Textura
- Infiltración
- Resistencia de agregados
- Pérdidas de suelo con simulador de lluvia

B) Propiedades químicas

- pH
- C.E.
- $\text{CaCO}_3$
- Nitrógeno
- Fósforo
- Bases de cambio ( $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ , y  $\text{Ca}^{2+}$ ) y C.I.C.
- Materia orgánica total
- Ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y humina
- Composición de residuos (celulosa, lignina y lípidos)
- Nitrógeno (foliar)
- Fósforo (foliar)
- K, Na; Mg, Ca, Cu, Mn, Fe y Zn

C) Actividad biológica

- Microartrópodos. Número de Individuos/100 g

### 2.3.1. PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS DE SUELO.

Las muestras de suelo son secadas al aire, para posteriormente proceder a la molienda y tamizado a 2 mm.

Los métodos analíticos empleados han sido los descritos en los Métodos oficiales de análisis del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA, 1986).

Las determinaciones analíticas llevadas a cabo fueron las que se describen en los siguientes apartados de este capítulo.

### 2.3.2. DETERMINACIÓN DEL COLOR DEL SUELO.

Un color queda definido por tres variables:

- Matiz. Determinado por la longitud de onda dominante.
- Brillo. Pureza del matiz por unidad de superficie.

-Saturación. Intensidad relativa del color espectral dominante, es decir la intensidad del matiz.

El color del suelo se determina por comparación en una tabla de colores, siendo la tabla de Munsell la que generalmente se utiliza. En ella los colores se agrupan por matices.

La notación para designar el matiz consiste en emplear letras que indiquen el color de la longitud de onda predominante (R para el rojo, RY rojo-amarillo) precedidas por números del 0 al 10. Dentro de cada matiz, resulta más amarillo y menos rojo, a medida que aumenta el valor del número.

La notación designada para el brillo consiste en números del 0 (negro) al 10 (blanco).

La notación para la saturación consiste en números del 1 al 20.

### **2.3.3. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO EN CARBONATO CÁLCICO EN SUELOS.**

Si el  $\text{CaCO}_3$ , en un recipiente cerrado a la temperatura y presión constante, reacciona con el HCl 1:1, se produce un desprendimiento de  $\text{CO}_2$ , el cual empuja y desplaza cierto volumen de una columna líquida manométrica, volumen que es proporcional a la cantidad de  $\text{CO}_2$  desprendido y por tanto a la cantidad de  $\text{CO}_2$  presente en la muestra problema. Este desplazamiento producido por el  $\text{CO}_2$  del problema se compara con el producido por una cantidad perfectamente conocida de  $\text{CaCO}_3$  puro y seco. La reacción puede estimarse como sigue:



Para llevar a cabo esta determinación se emplea el llamado Calcímetro de Bernard, cuyas partes fundamentales son las siguientes:

- 1) Matraz ERLLENMEYER, reactor, donde se coloca la muestra problema, y un tubito de vidrio que contiene HCl 1:1 y que debe permanecer sin volcar. Este erlenmeyer está cerrado por un tapón de goma atravesado por un tubo de vidrio y comunicado con la columna manométrica por una goma.
  
- 2) La columna manométrica es un tubo de vidrio, lleno de líquido adecuado y graduado de cero a cien. Esta columna tiene por objeto poder medir el volumen de CO<sub>2</sub> desprendido en el matraz reactor.
  
- 3) Una ampolla de vidrio que contiene el líquido manométrico y que está también unida a la columna por un tubo de goma.

Se pesan de 0'5 a 1 gramo de tierra fina, seca al aire y tamizada por un tamiz de 2 mm de diámetro, y se pasa al matraz colector. Se ponen 5 ml de HCl 1:1 en el tubito de vidrio y se coloca éste en el matraz con el tapón, procurando hacerlo sin apretar mucho. Se sube a baja la ampolla de vidrio hasta conseguir igualar los niveles de líquido en la ampolla y en la columna manométrica, y se anota la lectura inicial. Se inclina el matraz para que salga el HCl y reaccione con la tierra, observando como se desnivela la columna, lo que nos dará idea del CaCO<sub>3</sub> presente en el suelo.

Terminado el ataque, se vuelven a nivelar la columna y la ampolla y se anota el volumen final. Se repite la operación pero tomando un peso conocido de CaCO<sub>3</sub> puro. Sea P' el peso de CaCO<sub>3</sub> puro y V' el volumen desplazado por el mismo. Sea igualmente P el peso de la tierra y V el volumen desplazado por la misma:

$$\begin{array}{l} V' \text{ ml} \text{ ----- } P' \text{ g de CaCO}_3 \\ 1 \text{ ml} \text{ ----- } X \text{ g de CaCO}_3 \end{array}$$

$$X = \frac{P'}{V'}$$

es decir, 1 ml desplazado equivale a  $P'/V'$  g de  $\text{CaCO}_3$  puro, por tanto:

$$\% \text{CaCO}_3 = \frac{P' \cdot V}{V' \cdot P} \times 100$$

#### **2.3.4. DETERMINACIÓN DE LA TEXTURA POR EL MÉTODO DEL DENSÍMETRO DE BOUYOUCOS.**

Para la determinación de la textura se coloca la muestra en un vaso de 600 ml. Después se añade la solución de HEXAMETAFOSFATO SÓDICO y agua destilada, y se dejar que se empape durante un mínimo de 10 minutos.

La suspensión se lleva al vaso dispersador del agitador usando el chorro de un frasco lavador con agua destilada para arrastrar toda la muestra. Batir durante 5 minutos. Transferir a la probeta y enrasar con agua destilada hasta 1000 ml. Colocar la probeta en el banco de sedimentación y se mezcla bien la suspensión con el émbolo. Anotar inmediatamente el tiempo cero (0).

Introducir el densímetro con cuidado en la suspensión y después de 30 segundos a partir del tiempo cero leer la escala y anotar la lectura (L1/2). Hacer otra lectura a los 60 segundos (L1), ambas lecturas se realizarán sin sacar el densímetro de la suspensión. Volver a introducir el densímetro cuidadosamente en la suspensión unos 10 segundos antes de cada medida y hacer lecturas a los 0.5, 1, 3, 10, 30 y 90 minuto, y otra muestra en un tiempo superior a 8 horas para determinar la fracción arcilla.

Una vez finalizado este análisis se realizará el tamizado en húmedo, para ello utilizaremos los tamices 0.5, 0.2, 0.1 y 0.05 mm, y obtenemos fracciones mayores de 0.5, 0.2, 0.1, 0.05, respectivamente. Cada fracción se irá pesando en la balanza de precisión y a sí conoceremos con exactitud las proporciones de las distintas fracciones de arena que hay en cada muestra.

### **2.3.5. DETERMINACIÓN DEL PH DEL SUELO.**

Se mide en una suspensión suelo:agua en proporciones 1:2,5 con un pH-metro con electrodo de vidrio y calomelanos. Se realiza el mismo procedimiento para medir el pH en KCl 0,1 N.

La medida del pH de las parcelas de estudio se halla mediante la utilización de un Potenciómetro (pH-metro). La medida del potencial eléctrico que se crea en la membrana de vidrio de un electrodo es función de las actividades de iones hidrógeno a ambos lados de la membrana, utilizando como referencia un electrodo de calomelanos de puente salino.

### **2.3.6. DETERMINACIÓN DE LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA.**

Se determina en el extracto de la solución suelo:agua en proporciones 1:5 utilizando una célula conductimétrica y un puente de medidas de conductividades eléctricas. Se expresa en dS/m a 25°C.

La determinación de la conductividad eléctrica se utiliza normalmente para indicar la concentración total de componentes ionizados en las soluciones. El valor de la conductividad está relacionado con la suma de los cationes (calcio, magnesio, sodio, potasio) o de los aniones (carbonatos, bicarbonatos, cloruros, etc.) y en general tiene correlación con los sólidos totales disueltos.

El origen de estas sales solubles es la meteorización de los minerales primarios, pero la presencia de sales en grandes cantidades es debida a procesos concretos como: drenaje oblicuo, intrusión salina, condiciones topográficas, etc.

El agua aunque contiene sales disueltas del tipo que normalmente se encuentran en el suelo, conduce la corriente eléctrica, aproximadamente en proporción a la cantidad de sal disuelta. Por lo tanto, la medida de la conductividad nos dará la concentración total de los constituyentes ionizados.

La determinación de la conductividad eléctrica de una solución, se realiza midiendo la resistencia eléctrica entre dos electrodos paralelos sumergidos en la disolución. El material empleado para tal práctica es el Conductímetro.

### **2.3.7. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO Y BASES DE CAMBIO.**

Se utiliza el método de Peach (Peach, M., 1945). Para la C.I.C se utilizó el método del Acetato sódico a pH=8.2 y para las Bases de Cambio el del Acetato Amónico a pH=7.0. De esta última solución se determinaron las concentraciones de  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{+2}$ , y  $\text{Mg}^{+2}$  por Espectrofotometría de Absorción atómica (EAA), marca Varian modelo 2280.

El fundamento del método consiste en el desplazamiento de los cationes del complejo de cambio, mediante una solución de una sal con pH regulado, eliminación del exceso de sal por lavado con un disolvente exento de electrolitos y desplazamiento del catión saturante con otra sal, también con pH regulado, y valoración de la concentración del catión desplazado.

En este caso la solución saturante es Acetato Amónico, y para la determinación de la práctica se utiliza el Fotómetro de llama.

La determinación de las bases de cambio se realiza de forma similar a la obtención de la capacidad total de cambio, utilizando en este caso Acetato Amónico 1N a pH 7 para su desplazamiento.

### **2.3.8. DETERMINACIÓN DEL NITRÓGENO TOTAL EN SUELO**

Se realizó por digestión de la muestra de suelo según el método oficial (Método de Kjeldahl, MAPA 1986). Para la cuantificación del Nt se partió del extracto digerido determinándose el  $\text{NH}_4^+$  por colimetría con un espectrofotómetro colorímetro SQ-118<sup>®</sup> de Merck (Spectroquant 14752; Merck, Darmstadt, R.F.A.) y mediante el análisis del complejo formado tras alcalinizar el extracto a pH 13. El Amoniaco reacciona con el Hipoclorito para dar Monocloramina, que en una reacción catalizada de las etapas forma un timol, un indofenol azul (Reacción de Berthelot).

### 2.3.9. DETERMINACIÓN DEL FÓSFORO ASIMILABLE

Se determino mediante extracción con  $\text{NaHCO}_3$  0.5 N a pH 8.5 (MAPA, 1986) y formación del complejo de color amarillo anaranjado del ácido molibdovanato-fosfórico, previa desgasificación, con un espectrofotocolorímetro SQ\_118<sup>®</sup> de Merck (Spectroquant 14842; Merck, Darmstadt, R.F.A.).

Medida fotométrica con Spectroquant: El espectro de absorción del producto de reacción se mide a una longitud de onda de 660 nm, por que con ello se alcanza una buena selectividad. Para la mayor parte de los problemas presentados la sensibilidad es suficiente. Para 5 ppm de fósforo la absorción de las muestras en blanco es de aproximadamente el 10-15% de la muestra de medida. El complejo de color se desarrolla inmediatamente después de la adición del reactivo.

En los suelos calizos, alcalinos o neutros, que contengan fosfatos cálcicos, aumenta la concentración de P en la solución extractora por precipitación del calcio como  $\text{CaCO}_3$ . En suelos ácidos que contengan fosfatos de Fe y Al la concentración de P en la solución aumenta a medida que aumenta el pH.

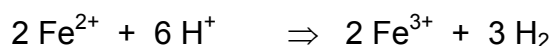
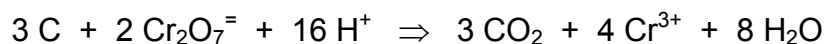
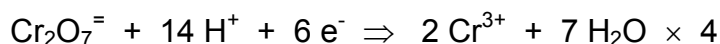
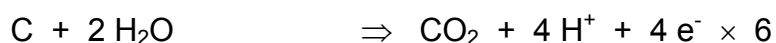
### 2.3.10. DETERMINACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO (MÉTODO DE WALKEY Y BLACK).

Los métodos más empleados para la determinación de la materia orgánica en una tierra, se basan en la oxidación del carbono orgánico de un suelo mediante el empleo de agentes oxidantes fuertes,  $\text{KMnO}_4$ ,  $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ , etc, en un medio ácido.

El contenido de carbono orgánico del suelo puede expresarse directamente como tanto por ciento de carbono o ser calculado en forma de materia orgánica mediante multiplicación por un factor. Este factor convencional para pasar de carbono orgánico a materia orgánica es 1.724, y se basa en la hipótesis de que la materia orgánica del suelo tiene un 58% de carbono.

El método de Walkey y Black se basa en la oxidación con dicromato potásico utilizando el calor de reacción del sulfúrico. Posteriormente se realiza la valoración del exceso con sulfato de hierro, realizando una prueba en blanco para cada determinación. El equilibrio es el siguiente:





De la ecuación anterior se deduce que el equivalente del carbono es  $\frac{\text{Pa}}{4}$ .

### - PROCEDIMIENTO

Se pesa 1 g de tierra fina, desecada al aire y tamizada por un tamiz de 2 mm de diámetro y pulverizada, y se pasa a un erlenmeyer de 250 ml, se añaden 10 ml de dicromato potásico 1 N, se agita la mezcla unos minutos y a continuación se agregan 20 ml de ácido sulfúrico, mezclando el contenido girando el matraz. Dejar en reposo durante 30 minutos. Después se añaden 200 ml de agua destilada y se agita unos minutos para evitar el sobrecalentamiento local. Dejar enfriar.

Añadir 10 ml de  $\text{H}_3\text{PO}_4$  y agitar. Se agregan después 4 ó 5 gotas del indicador y se valora con sulfato ferroso amónico seis hidrato 0.5 N hasta que el color cambie de verde a rojo vino.



Figura 2.16. Valoración de la materia orgánica en el método de WALKEY Y BLACK.

## CÁLCULOS

El factor de recuperación del carbono orgánico es de 1.30, por lo que el porcentaje de materia orgánica será:

$$\% \text{ C orgánico} = \frac{[(V \cdot N \cdot f) \text{ K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7 - (V' \cdot N' \cdot f') \text{ FeSO}_4] \cdot 1.30 \cdot 0.003}{\text{gramos de suelo seco}} \times 100$$

Como el contenido en carbono de la materia orgánica es de 58%, esto hace que para pasar del porcentaje de carbono orgánico al porcentaje de materia orgánica tengamos que aplicar el factor 1.724, es decir:

$$\% \text{ materia orgánica} = \% \text{ C orgánico} \times 1.724$$

### 2.3.11. DETERMINACIÓN DEL HUMUS DE UN SUELO.

La extracción de sustancias húmicas libres, ligadas a la fracción arcillosa y los complejos hierro y aluminio, se realiza con una disolución de pirofosfato sódico 0.1 M a pH 12 como extractante que presenta la ventaja de no alterar fuertemente las sustancias húmicas (LOTTI Y GALOPPINI, 1986).

En este método, las muestras se someten a una extracción alcalina para obtener el extracto húmico total y posteriormente se precipitan en este extracto los ácidos húmicos a pH igual a 2.

#### Procedimiento

Se pesan 20 g de suelo tamizado y seco en un erlenmeyer a los cuales se añaden los 500 ml de la disolución de pirofosfato sódico. Al conjunto se le añaden unos cristales de sulfato potásico favoreciendo así la floculación de coloides inorgánicos. Se deja agitando durante 24 horas.



**Figura 2.17. Agitador**

A continuación se filtra obteniendo un extracto donde se encuentran los ácidos húmicos y fúlvicos.



**Figura 2.18. Extracción de las fracciones orgánicas**

### **DETERMINACIÓN DE LOS ÁCIDOS FÚLVICOS**

Para separar los ácidos húmicos, se acidifican 100 ml del extracto con ácido sulfúrico diluido hasta pH igual a 2, agitando continuamente. Cuando los ácidos húmicos han precipitado se filtran y se lavan. El filtrado se recoge en un erlenmeyer de 250 ml y se lleva a sequedad en la estufa a 105 C°. Sobre el residuo seco se determina el carbono por el método de WALKEY-BLACK.

## DETERMINACIÓN DE LOS ÁCIDOS HÚMICOS

Para la determinación de los ácidos húmicos se toman 100 ml del extracto inicial y lleva a sequedad en la estufa a 105 C°. El contenido de carbono total del residuo seco se determina por el mismo método que para los ácidos fúlvicos. Para obtener el contenido de ácidos húmicos se resta el valor del carbono obtenido en esta valoración con el obtenido de ácidos fúlvicos.

El resultado se multiplica por 1.724, (coeficiente empírico de Waksman). Algunos autores como Aleksandrova (1960) indican que el contenido en carbono es alrededor del 56% en ácidos húmicos y del 47% en ácidos fúlvicos. Para obtener el contenido en ácidos húmicos y fúlvicos se multiplica el porcentaje de carbono de éstos por 1.78 y 2.10 respectivamente, (coeficiente empírico de Aleksandrova).

## DETERMINACIÓN DE LA HUMINA

Para la determinación de la humina se toma el residuo seco que queda en el papel de filtro después de filtrar la solución inicial, se deja secar y se pesa 1g y se procede igual que con materia orgánica para determinar la humina.

**Tabla 2.3. Clave de diagnóstico de la composición húmica de los suelos. Fuente: PUJÓLA (1989).**

PARÁMETRO	NIVELES Y EVALUACIÓN
% C <sub>AH</sub>	<ul style="list-style-type: none"> <li>•Valores normales superiores al 0.5%</li> <li>•Contenidos inferiores pueden indicar:               <ul style="list-style-type: none"> <li>- Suelos empobrecidos.</li> <li>- Falta de evolución (ralentización).</li> <li>- Evolución exagerada de los compuestos orgánicos</li> </ul> </li> </ul>
% C <sub>AF</sub>	<ul style="list-style-type: none"> <li>•Valores normales entre 0.10 y 0.30%.</li> <li>•Valores inferiores indican suelos empobrecidos.</li> <li>•Valores superiores indican mala evolución.</li> </ul>

<b>ÍNDICE DE POLIMERIZACIÓN</b> $C_{AH} / C_{AF}$	<ul style="list-style-type: none"> <li>•Valores normales superiores a 1.</li> <li>•Valores inferiores pueden indicar:               <ul style="list-style-type: none"> <li>- Aportes recientes de materia orgánica.</li> <li>- Mala evolución (razones edáficas y de manejo).</li> </ul> </li> </ul>
<b>GRADO DE HUMIFICACIÓN</b> $(C_{AH} + C_{AF}) / C_{M.O.}$ TOTAL	<ul style="list-style-type: none"> <li>•Valores normales entre el 65 y el 95 %.</li> <li>•Valores inferiores pueden indicar:               <ul style="list-style-type: none"> <li>- Los residuos orgánicos aportados no han tenido tiempo de evolucionar.</li> <li>- Mala evolución (razones edáficas y de manejo).</li> </ul> </li> <li>•Valores altos indican:               <ul style="list-style-type: none"> <li>- Suelos empobrecidos, sin aportes orgánicos.</li> </ul> </li> </ul>

### 2.3.12. CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA HUMIFICADA MEDIANTE ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJOS.

El método de la espectroscopia se emplea en la investigación de la estructura química de las sustancias y en el análisis cualitativo de la composición de los grupos funcionales de la materia húmica. El método se basa en la aparición de bandas de absorción características al pasar los rayos infrarrojos a través de las sustancias, lo que está relacionado con la excitación de vibraciones de los grupos atómicos en ella.

Este método permite obtener datos sobre la presencia de distintas agrupaciones atómicas y grupos funcionales sin alterar químicamente la sustancia estudiada y así podremos estudiar las sustancias húmicas del suelo.

La región infrarroja de la radiación electromagnética, a luz infrarroja, se localiza entre la visible y las ondas de radio. En la siguiente Tabla se muestra el tipo de radiación:

Tabla 2.4 Tipo de radiación

TIPO	LONGITUDES ONDA ( $\mu\text{m}$ )	DE FRECUENCIA ( $\text{cm}^{-1}$ )
IR CERCANO	0.75-2.50	4000-13000
IR FUNDAMENTAL O MEDIA	2.50-25.0	400-4000
IR LEJANA	25.0-300	30-400

la región infraroja se puede dividir en región muy cercana o cercana, fundamental o mediana, y región lejana, y estos tipos de radiación están caracterizados por la longitud de onda ( $\lambda$ ) en  $\mu\text{m}$ , pero en análisis infrarojo es habitual utilizar la frecuencia en  $\text{cm}^{-1}$ , así la frecuencia, llamada también número de onda ( $\nu$ ), es el valor recíproco de la longitud de onda y esto se puede expresar como  $\nu (\text{cm}^{-1}) = 10^4/\lambda$ .

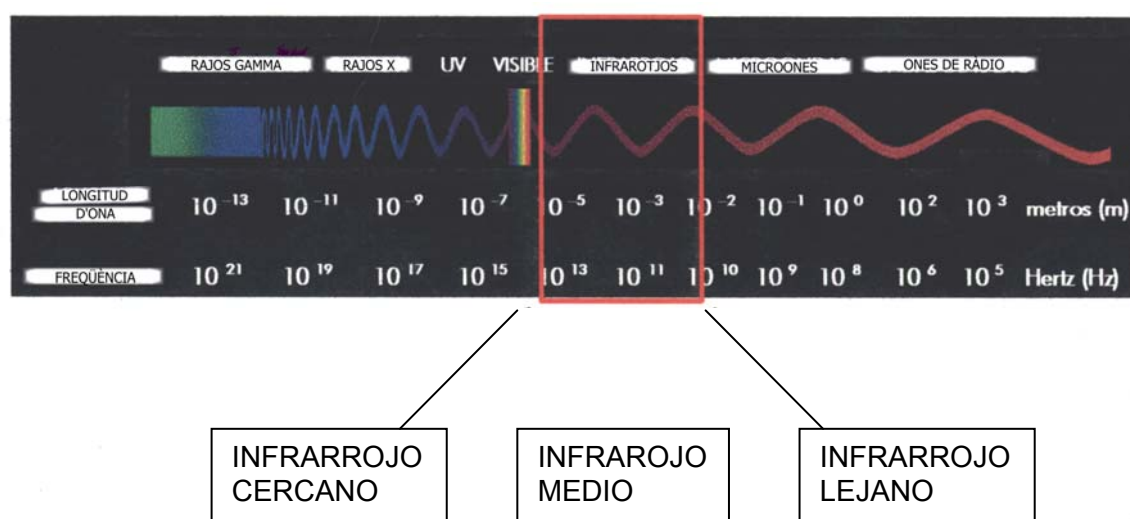


Figura 2.19. Infrarrojos

**Espectroscopia infrarroja de la materia orgánica.**

La espectroscopia infrarroja es aplicada habitualmente en los análisis de materia orgánica y de los constituyentes inorgánicos. El espectro característico de estos componentes se encuentra mayoritariamente en la frecuencia entre 600 y 4000  $\text{cm}^{-1}$ .

**Tabla 2.5. Bandas infrarrojas**

BANDA( $\text{CM}^{-1}$ )	GRUPO PERTENECIENTE
3500	Moléculas de agua
1600	Moléculas de agua
3400-3460	Vibraciones grupos OH, N-H
2920-2980	Grupos CH alifáticos
1710-1695	Oscilaciones C=O carboxilo (carbonilo) de los ácidos alifáticos y aromáticos (grupos COOH)
1650-1630	Oscilaciones de C=O (amida), C=C aromático, enlaces hidrógeno C=O, dobles enlaces conjugados con carbonilo y vibraciones de COOH
1460-1440	Oscilaciones de los grupos alifáticos y de grupos metilo
1375-1370	CH <sub>3</sub> ,CH <sub>2</sub> alifáticos
1300-1163	Ésteres aromáticos
1160-1060	C-O de los ésteres y alcoholes cíclicos y alifáticos
1170-950	C-OH, C-C, C-O-C típico de enlaces glucosídico, oscilaciones de polisacáridos (C=O) o impurezas de Si-O.Lignina

915-950	Grupos hidroxilo OH
800-450	Vibraciones entre enlaces entre metales y los grupos Si-O-Al
840	Vibraciones C-H de aromáticos

De este modo la espectroscopia infrarroja es capaz de distinguir entre las diferentes fracciones húmicas.

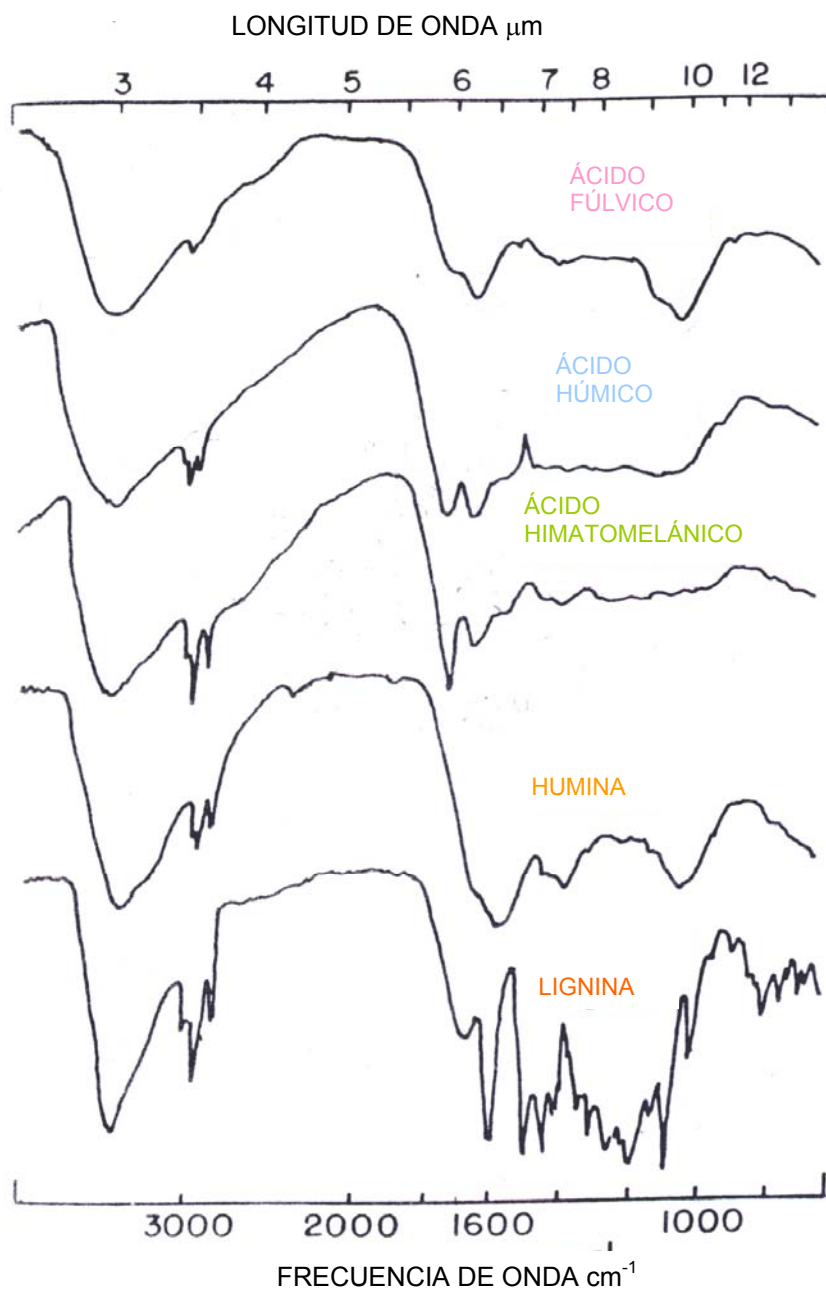


Figura 2.20. Espectros de Infrarrojos de las fracciones orgánicas



En las sustancias húmicas se han observado una serie de bandas comunes en todas ellas, una aparece alrededor de  $3500\text{ cm}^{-1}$ , señal producida por la tensión de los grupos OH asociados a moléculas de agua. Y otra a  $1600\text{ cm}^{-1}$  que vuelve a recoger reflexiones debidas a las moléculas de agua. Esta banda alrededor de  $1600\text{ cm}^{-1}$  corresponde a la deformación del momento bipolar H-OH.

### **ÁCIDOS FÚLVICOS**

Los ácidos fúlvicos se caracterizan por tener una fuerte banda de absorción entre  $3400\text{-}3460\text{ cm}^{-1}$  correspondiente a la vibración de enlace de los grupos hidróxilos OH. La gran intensidad de la banda en esta fracción es debida al mayor número de radicales OH presentes en la fracción menos compleja de la materia orgánica, que son los ácidos fúlvicos. Además está deformada e intensificada por su unión a una banda débil entre  $2920\text{ y }2980\text{ cm}^{-1}$  que corresponde a carbonos alifáticos C-H.

Alrededor de  $1720\text{ cm}^{-1}$  aparece un hombro correspondiente a carbonilos C=O seguido de una banda fuerte de absorción a  $1650\text{ cm}^{-1}$  que representa los carboxilos COOH. Estos grupos carboxilo se aprecian con mayor intensidad en los ácidos fúlvicos ya que poseen mayor cantidad de estos grupos.

Como hemos podido observar en la microscopía electrónica el modelo estructural de los ácidos fúlvicos consiste en estructuras alifáticas, ambas sustituidas con oxígeno conteniendo grupos funcionales. Por lo tanto estos ácidos poseerán muchos grupos alifáticos CH, por ejemplo en las bandas  $1460$ ,  $1368$ ,  $1160\text{-}1060\text{ cm}^{-1}$ , etc.

### **ÁCIDOS HÚMICOS**

Los espectros de los ácidos húmicos tienen una banda amplia de C-H alifáticos comprendida entre  $2920\text{-}2980\text{ cm}^{-1}$  y dos bandas de absorción en  $1720\text{ y }1650\text{ cm}^{-1}$  correspondiente a los ácidos carbonilos (C=O) y carboxilos(COOH), respectivamente. Algunos ácidos húmicos no poseen las dos bandas

características a  $1720$  y a  $1650\text{ cm}^{-1}$  pero debe tener una banda amplia de grupos carboxilo COOH a  $1650\text{ cm}^{-1}$ .

## HUMINAS

Como ya hemos comentado la humina posee las mismas bandas que los fúlvicos, pero difiere de éste por su fuerte absorción en la banda  $2920\text{-}2980\text{ cm}^{-1}$  por parte del C-H aromático.

Las huminas son complejas macromoléculas aromáticas con aminoácidos, amino-azúcares, péptidos, componentes alifáticos enlazados entre grupos aromáticos. Por lo tanto en esta fracción aparecen unas bandas correspondientes a cadenas aromáticas, por ejemplo las bandas  $1650\text{ cm}^{-1}$ ,  $1300\text{-}1163$  y  $840\text{ cm}^{-1}$ .

### Preparación de las muestras

Las muestras son examinadas como KBr formando unas pastillas prensadas.



**Figura 2.21. Pastillas (muestras presionadas con KBr)**

### ANÁLISIS CUALITATIVO

El espectro de infrarrojos de una mezcla de especies químicas (que es nuestro caso), si no existen apreciables interacciones moleculares, es la superposición de los espectros de los componentes puros, dependiendo de la intensidad de las bandas de la concentración de cada uno de ellos. Por tanto, la comparación

del espectro de una mezcla problema con los de un catalogo de especies puras permiten la identificación de los diversos componentes.

El análisis cuantitativo se hace midiendo la absorbancia de ciertas bandas, llamadas bandas clave, previamente seleccionadas teniendo en cuenta su intensidad y la mínima superposición con las bandas de otras especies que puedan estar presentes.

La ley de Lambert-Beer relaciona, como en las espectrofotometrias visible y ultravioleta, la concentración de una sustancia con una intensidad de absorción en una frecuencia del espectro de infrarrojos.

Para determinar la concentración de la solución de una especie química aislada se mide la absorbancia de la muestra problema a una frecuencia conveniente, en el disolvente transparente y, conocido el coeficiente de extinción, a dicha frecuencia, y el espesor de la celdilla utilizada, se aplica la citada ley. El producto de los dos factores puede determinarse, previamente, midiendo a la misma frecuencia la absorbancia de una o varias muestras patrón de concentración conocida.

## ANÁLISIS INFRARROJO DE LA MATERIA HÚMICA

### Procedimiento

Los ácidos húmicos y fúlvicos se analizan en estado sólido como film de KBr transparente. Se pesa 1 mg de ácido fúlvico y 100 mg de KBr. En el caso de los ácidos fúlvicos, debido su color brillante, se necesitarán de 2 a 5 mg de éste ácido. Los ácidos húmicos y el KBr se mezclan en un mortero de ágata, pasándose la mezcla a un dado de cartulina y presionando.



**Figura 2.22. Materiales y herramientas para la fabricación de muestras.**



**Figura 2.23. Espectrofotómetro de IR**

### **2.3.13. MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA**

Cuando un haz electrónico incide sobre la superficie de un sólido, tiene lugar varios fenómenos: reemisión de una parte de la radiación incidente, emisión de luz, electrones secundarios y Auger, rayos X, etc..Todas estas señales se pueden emplear para obtener información sobre la naturaleza de la muestra (morfología, composición, estructura cristalina, estructura electrónica, etc..) y de hecho, la mayor parte de los microscopios electrónicos de barrido (MEB) y microsondas electrónicas (MSE) que se fabrican actualmente disponen de detectores que permiten el análisis de la mayor parte de las señales.

El fundamento del MEB se puede explicar de modo muy simple: se envía un haz de electrones sobre la muestra y mediante un detector apropiado se registra el resultado de esta interacción. El haz se puede hacer desplazar sobre la muestra, y en tal caso, se establece una correspondencia entre el lugar de la muestra en que está el haz en un momento determinado y el brillo de una pantalla de televisión, que en cada punto es proporcional a la cantidad de información producida; en este caso el conjunto, para todos los puntos barridos, constituye la imagen que se quiere obtener.

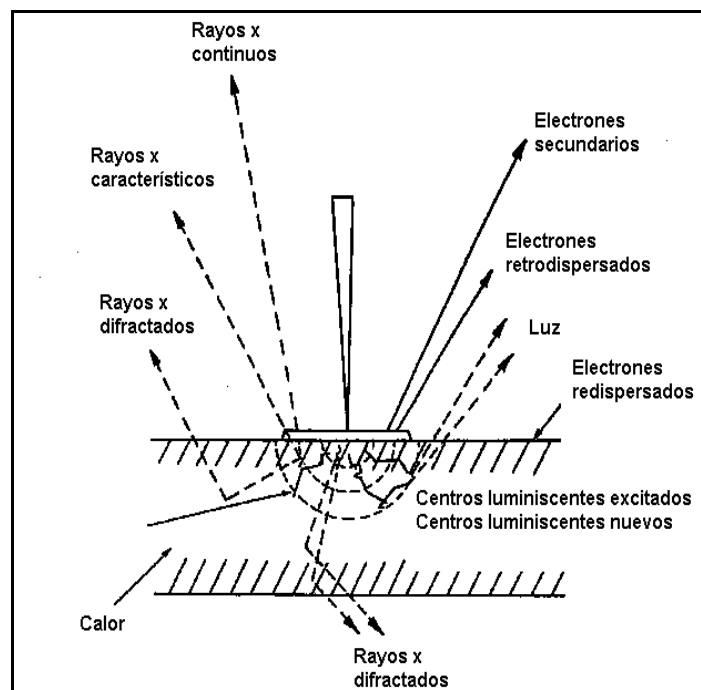
Las múltiples aplicaciones se originan en la variedad de información que se pueden obtener al hacer incidir un haz de electrones sobre la muestra, que va perdiéndose poco a poco su energía, dando origen a las siguientes señales:

#### Electrones retrodispersados

- Electrones secundarios
- Electrones Auger
- Electrones transmitidos
- Electrones absorbidos
- Luz visible
- Rayos X
- Radiación continua
- Pares electrón-hueco
- Calor

Todos los MEB detectan habitualmente los electrones secundarios y los retrodispersados.

En la siguiente Figura se muestra algunas de las señales que se pueden utilizar en MEB:

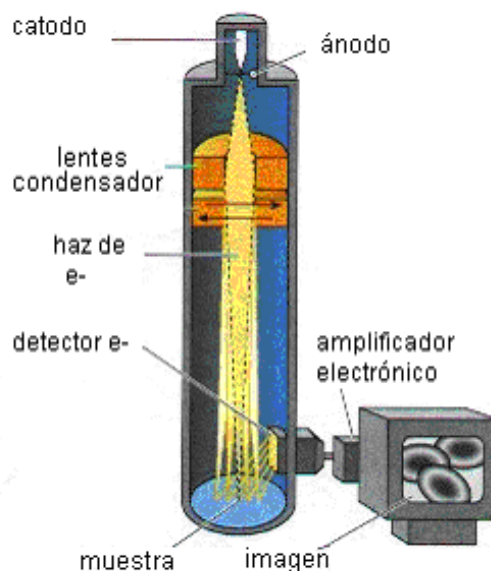


**Figura 2.24. Representación esquemática de la interacción entre el haz electrónico y la muestra.**

El haz electrónico se produce como consecuencia de la generación de electrones en un emisor adecuado, en la mayor parte de los casos un filamento de wolframio. En la actualidad, el emisor puede ser de otro tipo, aunque tradicionalmente se le sigue llamando filamento. En el caso más usual, el filamento se calienta por paso de corriente y actúa como cátodo. Los electrones emitidos se someten a la acción de un potencial acelerador que se establece entre el filamento, que actúa como cátodo, y un ánodo. Existe un tercer electrodo con potencial negativo respecto al cátodo que actúa como rejilla, llamado electrodo o cilindro WEHNELT.

Una vez producido el haz en el cañón de electrones, su camino hasta la muestra se puede asimilar al de un haz de luz en un sistema óptico, pero hay varias diferencias a resaltar. En primer lugar, un haz de electrones, para los potenciales de aceleración usualmente empleados, no puede propagarse en el aire, pues tiene una distancia de extinción del orden de 0,1 cm, por lo que el sistema debe estar en vacío; por otra parte, su incidencia sobre la muestra genera una acumulación de carga eléctrica que es preciso eliminar mediante una salida a tierra.

La siguiente figura (Figura 2.25) muestra las principales partes que forman un MEB:



**Figura 2.25. Principales partes que forman un Microscopio Electrónico de Barrido.**

Para producir un haz fino enfocado sobre la muestra, se emplean lentes magnéticas convencionales. Estas se basan en la posibilidad de variar la trayectoria de los electrones mediante un campo magnético. En el caso de la microscopia electrónica, el campo se produce en un carrete cilíndrico, que impone un movimiento helicoidal a la partícula cargada.

### **DESVIACIÓN DE ELECTRONES. LENTES MAGNÉTICAS.**

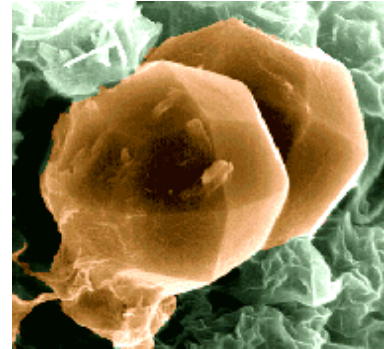
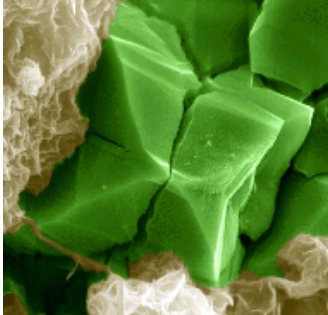
Los tipos de lentes empleados en microscopia electrónica de transmisión (MET) y en la de barrido (MEB) tienen por misión producir un haz de electrones (más fino en MEB) enfocando sobre la muestra y carente de aberraciones, especialmente astigmatismo. Para ello se emplean lentes magnéticas convencionales. Las lentes magnéticas se basan en la posibilidad de variar la trayectoria de los electrones mediante un campo magnético.

A diferencia de un microscopio electrónico de transmisión (MTE), que también actúa sobre el haz electrónico con un conjunto de lentes magnéticas, en el MEB el haz no se emplea para formar una imagen iluminando un área y luego ampliando la imagen, sino que la va formando punto a punto. Ello hace que algunos de los defectos críticos de las lentes en MET no tengan gran importancia en MEB.

### **SISTEMA DE MICROANÁLISIS DE RAYOS X**

Los Rayos X que se generan en una muestra permiten identificar los elementos presentes y establecer su concentración. Cuando un haz electrónico suficientemente acelerado incide sobre la superficie de un sólido, se produce la ionización de los átomos presentes, esto es, la pérdida de electrones internos. En este estado un electrón de una capa más externa salta inmediatamente a la capa deficitaria, y rellena el hueco producido. Este salto implica una liberación de energía, cuyo valor es igual a la diferencia entre las energías que tenía cada electrón en su orbital correspondiente. Esta energía se manifiesta de dos formas: electrones Auger o rayos X y es única para cada elemento. Cuando se representa la intensidad de esta radiación electromagnética frente a su energía se obtiene un espectro de rayos X, constituido por una serie de picos,

designados como líneas, de intensidad variable, a los que se denomina rayos X característicos, que está superpuesto a un fondo continuo de menor intensidad (Rayos X continuos). En algunos casos aparecen además unas líneas satélite, asociadas a las líneas características.



**Figura 2.26. Ejemplos de muestras realizadas con el sistema de microanálisis de rayos x**

## PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS

Antes de comenzar cualquier preparación, es necesario tener muy claro cuál es el estudio que se quiere realizar, sobre todo en el caso de trabajar con muestras no conductoras. Dependiendo del tipo de estudio que se pretende llevar a cabo se elegirá el método de preparación más adecuado. Una preparación inapropiada conduce, en la mayoría de los casos, a resultados no sólo poco fiables, sino incluso completamente erróneos.

Antes de describir la técnica empleada en la preparación de las muestras debemos tener en cuenta el tamaño de muestra, montaje, limpieza y recubrimiento del conductor.

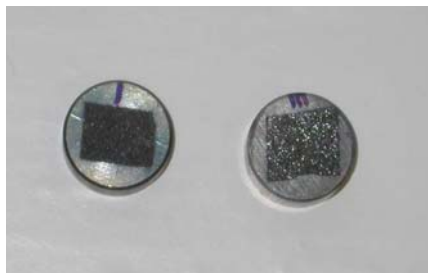
La muestra ha de tener un tamaño de acuerdo al tamaño del portamuestras que se va a utilizar. Los fabricantes suministran portamuestras de distintos tipos y tamaños generalmente de latón o aluminio.

En primer lugar la muestra ha de fijarse con algún tipo de adhesivo sobre el portamuestras, para asegurar un buen contacto eléctrico a tierra y evitar desplazamientos de la imagen que pueden perturbar tanto la obtención de micrografías como la realización de microanálisis.



Se pueden utilizar pinturas de plata y grafito estos son los adhesivos que normalmente se utilizan pero hay que tener la precaución en dejar secar perfectamente la pintura antes de introducir la muestra en la precámara, para evitar la contaminación del microscopio por la volatilización del disolvente que llevan. En nuestro caso hemos utilizado una cinta de Carbón adhesiva que pegamos sobre el portamuestras.

A continuación se espolvorea la muestra sobre esta superficie de modo que quede lo más homogéneo posible para que se pueda ver con claridad en el microscopio.



**Figura 2.27. Resultado final en la preparación de las muestras para su observación en el microscopio**

Y por último se debe recubrir la muestra con algún conductor. Las técnicas de metalización empleadas para mejorar la conductividad de las muestras, para su estudio al MEB, son la evaporación y *el sputtering*. Ambas conducen a los mismos resultados; pero los mecanismos son distintos. En este estudio hemos utilizado el carbono para recubrir nuestras muestras.



**Figura 2.28. ION SPUTTERING BIO-RAD SC500 para el recubrimiento de las muestras con carbono en atmósfera de Argón.**

Una vez preparadas las muestras se colocan en el microscopio electrónico de barrido que vemos en la Figura siguiente:



**Figura 2.29. Microscopio electrónico de barrido HITACHI mod. S-4100 con cañón de emisión de campo, detector BSE ATRATA, sistema de captación de imágenes EMIP3.0, y sistema de microanálisis RONTEC.**

**2.3.14. EXTRACCIÓN DE MICROARTRÓPODOS (MÉTODO DEL EMBUDO DE BERLESSE).**

Numerosos organismos edáficos son de pequeño tamaño y deben recogerse con métodos especiales. Entre estos métodos se encuentra el “Embudo Berlesse” que es el método que se ha utilizado.

En el embudo de Berlesse se usan la luz y el calor moderado para hacer caer a los organismos de una muestra de suelo situada sobre un tamiz. Los organismos pasan a través de este a un embudo que los dirige a un recipiente de recogida.

Para que resulte eficaz, el embudo a de ser perfectamente liso, y no debe permitir la condensación, que atraparía a los organismos más delicados antes de que alcancen el extremo.



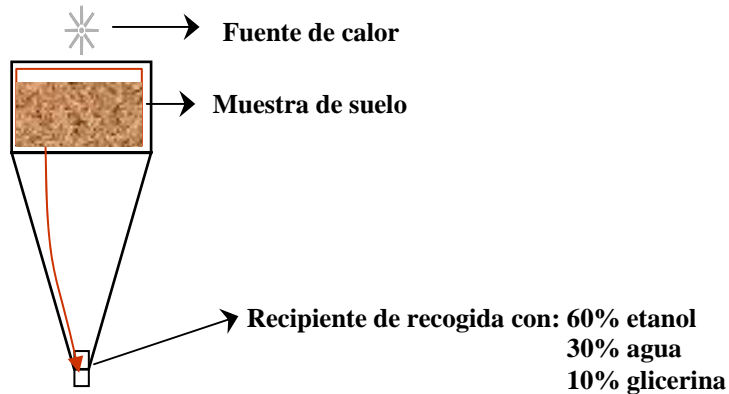
**Figura 2.30. Embudo de BERLESSE.**

### **Procedimiento.**

La extracción de microartrópodos en el laboratorio se ha realizado mediante el método del Embudo de Berlesse, siguiendo el siguiente procedimiento: La muestra de suelo o de hojarasca se coloca sobre un tamiz, siendo a continuación calentada mediante una bombilla eléctrica situada en la parte de arriba de la muestra, de manera que con la ayuda de la luz y el calor transmitido a la muestra, los microartrópodos caen y pasan a través de un embudo. Para que resulte eficaz, el embudo a de ser perfectamente liso, y no debe permitir la condensación, que atraparía a los organismos más delicados antes de que alcancen el extremo. Este embudo finalmente dirige los microartrópodos caídos hacia un recipiente de recogida.

El frasco de recolección debe estar lleno de un líquido para que la presa no pueda escapar. Se utiliza como líquido una mezcla a base de 60% de etanol, 30% de agua y 10% de glicerina.

En la Figura 2.31 podemos observar un esquema sobre las partes y el funcionamiento de los embudos Berlesse.



**Figura 2.31. Esquema del embudo Berlesse utilizado en laboratorio para la extracción de microartrópodos.**

El conteo de las capturas se realiza con una lupa binocular de 4x sobre una placa petri, y el resultado de estas se expresa en nº de individuos/100 g de suelo. El suelo se coloca en el tamiz y se calienta desde arriba mediante una bombilla eléctrica. La presa no podrá escapar si en el frasco de recolección hay líquido. Utilizamos una mezcla a base de 60% de Etanol, 30% de agua y 10% de glicerina.

El muestreo en las diferentes zonas se ha realizado a una profundidad de 10 cm, recogiendo el mismo día del muestreo. Para cada punto de muestreo se han tomado tres puntos distintos bajo cada especie.

El conteo de las capturas se realizó con una lupa sobre una placa petri y el resultado de estas se expresa en nº de individuos/100 g de suelo.

**Material**

- Embudo de Berlesse, compuesto por:
- Lámpara 50 W
- Maceta de 2 litros con tamiz
- Frasco de recolección
- Embudo
- Lupa binocular (figura 16)
- Placa petri
- Pincel



**Figura 2.32. Fotografía de la lupa binocular.**

**2.3.15. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD DE CAMPO (CC) Y DEL PUNTO DE MARCHITAMIENTO (PM)**

El suelo constituye un almacén de reserva de agua para el cultivo. Pero no toda el agua retenida en el suelo es agua útil para la planta. Aquella parte del agua del agua del suelo que está disponible para la planta se denomina agua útil. Ésta es la diferencia entre la Capacidad de Campo (CC) y el Punto de Marchitamiento (PM).

La CC se define como el nivel de humedad que presenta el suelo después de haber dado un riego abundante y haberse perdido sólo el agua por gravedad.

El PM se define como el nivel de humedad para el cual el cultivo entra en un estado de marchitamiento irreversible.

La metodología que se ha empleado para la determinación de la CC y PM ha sido la siguiente:

- Colocar el suelo en dos placas cilíndricas.
- Saturar cada una de las dos muestras con agua.
- Una vez saturado, llevar las dos muestras a una olla de presión (Fig. 4.10.), sometiendo a una muestra a una presión de 20 KPa y la otra a una presión de 1500 Kpa.



**Figura 2.33. Muestras introducidas en la membrana de RICHARDS**

- Posteriormente sacar las dos muestras, pesarlas y llevarlas a estufa para determinar su humedad.
- La humedad obtenida en la muestra que fue sometida a 20 Kpa es la CC y la obtenida en la muestra que fue sometida a 1500 Kpa es el PM.

### **2.3.16. SIMULACIÓN DE LLUVIA.**

Se utiliza un simulador de lluvia portátil para campo de 2m de altura con boquillas y un sistema de bombeo manual.

Como parcela delimitadora se utiliza un aro de acero galvanizado con salida para recogida de muestras

En este estudio se realizan simulaciones en parcelas ecológicas y convencionales de olivo, vid, arroz, almendro.

Se riega durante 45 minutos a una intensidad de 55 mm horas.

- Se recogen muestras cada 5 minutos durante el experimento, pesando a continuación el sedimento más escorrentía, que tras secar tenemos solo el sedimento.



- Una vez finalizada la prueba se recogen todos los vasos de precipitados que contienen las muestras tomadas de escorrentía e infiltración. Estos vasos de precipitados previamente tarados, se pesan en la balanza y seguidamente son introducidos en la estufa a 105° C, donde permanecerán 24 horas



**Fig.2.34. Muestra de escorrentía. Fig. 2.35. Vaso de Precipitado.**

Finalizado este tiempo se volverán a pesar, obteniendo finalmente el peso de sedimento arrastrado (g) y por diferencia el peso de agua (g), de cada una de las muestras de escorrentía e infiltración, (ver figuras 2.34, 2.35, 2.36 y 2.37)



**Fig. 2.36. Muestra de infiltración.**



**Fig. 2.37. Muestra de infiltración.**

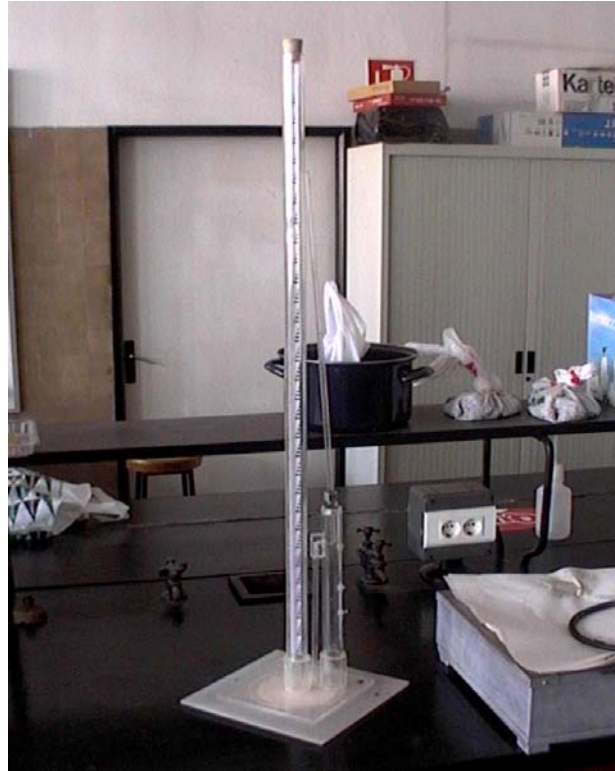
### **2.3.17. MEDIDAS DE INFILTRACIÓN DEL AGUA EN EL SUELO EN CAMPO MEDIANTE INFILTRÓMETROS DE DISCO.**

#### **Procedimiento de utilización de los infiltrómetros de disco.**

Se han efectuado medidas con infiltrómetros de disco a las tensiones de 0 cm, 5 cm y 10 cm.

En la figura 2.38 se muestra la imagen de un infiltrómetro de disco





**Figura 2.38. Infiltrómetro de disco utilizado**

Las **medidas** con los infiltrómetros de disco a distintas tensiones consisten en:

1.- Saturación de las placas porosas (durante un mínimo de 3-5 horas; siendo aconsejable realizar esta operación durante la noche anterior) de los infiltrómetros y llenado tanto de sus tubos de depósito como de los de puesta en tensión. Colocar el tubo de entrada de aire en el nivel más bajo de inmersión (-10 cm) para realizar las medidas a la tensión de  $-0,1$  kPa.

2.- El punto más conflictivo de este tipo de medidas reside en asegurar un buen contacto entre la placa porosa y el suelo dónde se realice la medida. Se ha hecho un especial énfasis en comprobar que el contacto de la placa porosa con la superficie del suelo estaba siempre asegurado. Para ello se ha colocado el infiltrómetro sobre una capa de suelo tamizado de 1 cm de grosor y la misma superficie de la placa como medio de contacto entre la placa del infiltrómetro y la superficie del suelo a medir.

3.- Asegurado lo anterior, se rellena el tubo de depósito hasta el nivel 0 de la escala (tapando el tubo de entrada de aire), se sitúa el infiltrómetro con la gamuza adherida a su placa porosa sobre el sitio de medida de la superficie del suelo, y se anota este momento como tiempo inicial de la determinación de la infiltración de agua a  $-0,1$  kPa de tensión en el estado inicial de suelo secado al aire.

4.- Cada experimento de infiltración completo consta de tres grupos de medidas de la cantidad de agua que se infiltra en el suelo por unidad de superficie y unidad de tiempo. Estos tres grupos de medidas corresponden a tres tensiones de trabajo diferentes: 0, -5 y -10 cm. Para cada tensión, los intervalos de tiempo utilizados han sido de 1 minuto durante los 10 primeros minutos del experimento (para obtener información sobre la capacidad de absorción de agua de las muestras) y, posteriormente se van distanciando las lecturas a intervalos de 5 o 10 minutos, procurando llegar hasta que se alcance el estado estacionario. El tiempo total de medida de infiltración a cada tensión oscila entre 40 y 60 minutos.

Las medidas se han efectuado comenzando por la tensión más baja (-10 cm), para seguir con la inmediatamente superior (-5 cm), y por último la más alta (0 cm).

### **Tratamiento de los datos.**

Los datos obtenidos (el tiempo y la infiltración acumulada) se han procesado de acuerdo a distintos procedimientos, utilizándose fundamentalmente la herramienta de cálculos matemáticos y gráficos de Excel.

Los infiltrómetros de tensión utilizados en el campo, su validación y aplicación en los suelos de la Comunidad Valenciana han sido objeto de un proyecto de investigación (Molina, 2000-2002). Algunos resultados pueden verse en Molina, Soriano & Pons (2004). El tratamiento de los datos se basó en la ecuación de Philip (Zhang, 1997) utilizando los primeros 5 minutos de cada infiltración a cada tensión para el cálculo de la sorptividad. Esta se obtiene del ajuste lineal de estos valores respecto de la raíz del tiempo. Los valores de conductividad

hidráulica a cada tensión se obtuvieron siguiendo el método de Zhang (1997). La tasa de infiltración constante se ha estimado mediante la suma de las tres conductividades y el valor de la sorptividad correspondiente al tiempo total de medida de la infiltración.

Para determinar la capacidad de infiltración del suelo de estudio mediante los infiltrómetros de tensión se ha representado la infiltración acumulada a las tres tensiones de medida frente al tiempo de infiltración total (tiempo total acumulado a las tres tensiones consecutivas, empezando por tensión 10 cm), La capacidad de infiltración es el valor asintótico de la infiltración acumulada.

Para calcular la conductividad hidráulica a cada tensión, se han representado los valores de infiltración acumulada (eje y) frente a la raíz cuadrada del tiempo (eje x) y ajustado las curvas a un polinomio de orden 2. De acuerdo a Zhang (1997), el ajuste de los valores mencionados a este tipo de modelo persigue obtener el coeficiente  $C_2$  según la ecuación de Philip (1969):

$$I = C_1 \cdot t^{1/2} + C_2 \cdot t$$

Dónde  $C_1$  ( $\text{mm s}^{-1/2}$ ) y  $C_2$  ( $\text{mm s}^{-1}$ ) son parámetros del suelo, y están relacionados con la Sorptividad ( $C_1$ ) y la Conductividad hidráulica ( $C_2$ ):

$$C_1(h_0) = A_1 S(h_0)$$

$$C_2(h_0) = A_2 K(h_0)$$

Para la estimación de la Conductividad hidráulica a cada tensión, el valor de  $A_2$  es una constante que depende de los parámetros hidráulicos de Van Genuchten  $n$  y  $\alpha$  característicos de la curva de humedad del suelo y de la tensión de medida que, para suelos de textura media y fina, puede calcularse mediante la ecuación siguiente:

$$A = \frac{11,65 \left( n^{0,1} - 1 \right) \cdot e^{[7,5(n-19)\alpha h_0]}}{(\alpha r_0)^{0,91}} \quad n < 1,9$$

Los valores A para el cálculo de la conductividad hidráulica a cada tensión se han obtenido a partir de esta expresión, utilizando los valores de N y A característicos de los suelos de texturas franca y arcillosa, que son las texturas dominantes en los suelos de estudio. Dichos valores se indican en la tabla 2.7.

**Tabla 2.7. Valores de a para el cálculo de la conductividad hidráulica en cada tensión.**

Valores del parámetro A <sub>2</sub>					
	Parámetros hidráulicos		TENSIÓN DEL INFILTRÓMETRO (CM)		
Textura	A	n	0	5	10
Franca	0,036	1,56	2,1	1,33	0,84
Arcillosa	0,008	1,09	1,57	1,23	0,97

Para el cálculo de la sorptividad, se ha representado la infiltración acumulada en los 5 primeros minutos de infiltración frente a la raíz del tiempo. Dichos valores se han ajustado a un modelo lineal. La pendiente de esta recta es el valor de la sorptividad (en mm s<sup>-1/2</sup>). La tasa de infiltración constante se ha obtenido mediante la suma de la sorptividad total durante el experimento de infiltración (primer término de la ecuación de Philip, expresado en mm h<sup>-1/2</sup>) y la suma de las conductividades hidráulicas a cada tensión (en mm h<sup>-1</sup>).

**Ajuste de los datos de infiltración a la ecuación de Philip.**

Una forma de procesar los datos ha sido representar, para cada infiltrómetro, los valores de infiltración acumulada (eje y) frente a la raíz cuadrada del tiempo (eje x) a las diferentes tensiones (-10 cm, -5 cm, 0 cm) y ajustar las curvas a un polinomio de orden 2. De acuerdo a Zhang (1997), el

ajuste de los valores mencionados a este tipo de modelo persigue obtener los coeficientes que afectan a  $x^2$  y  $x$  según la ecuación de Philip (1969):

$$I = C_1 \cdot t^{-1/2} + C_2 \cdot t$$

Dónde  $C_1$  ( $\text{mm s}^{-1/2}$ ) y  $C_2$  ( $\text{mm s}^{-1}$ ) son parámetros del suelo, y están relacionados con la Sorptividad y la Conductividad hidráulica:

$$C_1(h_0) = A_1 S(h_0)$$

$$C_2(h_0) = A_2 K(h_0)$$

Donde  $A_1$  y  $A_2$  son dos coeficientes adimensionales y  $h_0$  ( $\leq 0$ ) es el valor de la tensión durante el proceso de infiltración.

**A** se obtiene de:

$$A = \frac{11,65(n^{0,1} - 1) \cdot e^{[2,92(n-19)\alpha h_0]}}{(\alpha r_0)^{0,91}} \quad n \geq 1,9$$

$$A = \frac{11,65(n^{0,1} - 1) \cdot e^{[7,5(n-19)\alpha h_0]}}{(\alpha r_0)^{0,91}} \quad n < 1,9$$

Donde  $n$  y  $\alpha$  son los parámetros característicos de la curva de humedad del suelo.

Dado que es necesario conocer previamente los parámetros característicos de la curva de humedad, los valores de Sorptividad y conductividad hidráulica a cada tensión no se han obtenido siguiendo el procedimiento de Zhang (1997), pero sí se han realizado los ajustes de los datos a la ecuación de Philip para disponer de los coeficientes si fuera necesario.

### 2.3.18 ESTABILIDAD ESTRUCTURAL DE LOS AGREGADOS. TEST DE LA GOTA.

El método que se ha utilizado para el estudio de la estabilidad estructural es por medio del uso de impactos de gotas; es el más antiguo y seguramente el más famoso (Acalla 1994), para medir la estabilidad de los agregados y representar el potencial de erosionabilidad de un suelo. Ésta determinación de la estabilidad estructural también se denomina CND "*Counting the Number of Props.*"

Se utiliza un aparato consiste en un recipiente situado aproximadamente a un metro de altura y lleno de agua destilada, el cual se une mediante un tubo de silicona a la boquilla de una bureta, obteniéndose así gotas con un peso y diámetro determinados.

Las gotas de agua caen a través de un tubo de polietileno de 1 metro de longitud y 15 cm de diámetro, hasta alcanzar los agregados situados sobre un tamiz metálico de 2 milímetros de luz de malla.

Éste estudio consiste en contar los impactos de gota necesarios para romper los agregados, y facilitar el paso de éstos a través de un tamiz de 2 milímetros de luz. Se ha de repetir la operación con 20 agregados (contando hasta un máximo de 200 impactos de gota).

#### **Procedimiento**

Para éste análisis es necesario separar con tamices las fracciones de agregados de suelo, del total de la muestra. Se toman dos tamices, uno de 2 mm y el otro de 5 mm. Una vez realizado esto tomaremos la fracción intermedia, es decir, la fracción mayor a 2 mm y la menor a 5 mm, por lo que los agregados tendrán un tamaño:

5 mm ' AGREGADO $\ni$ 2 mm
----------------------------

Se deberá tener en cuenta coger un número superior de agregados a los necesarios, debido a que algunos de ellos pueden sufrir daños en la manipulación, con lo cual lo ideal es tomar unos 25 agregados de cada una de

las muestras a analizar, quedando 5 agregados de margen, para cada uno de los análisis.

Para el estudio de la estabilidad estructural en seco se llevan los agregados al tamiz directamente dejándolos sobre la malla, y se llena la cápsula de cerámica que lo sostiene de agua destilada.

Transcurrido éste tiempo se procede al análisis, el cual consiste en trasvasar los agregados, con ayuda del rasero, del bote de humectación al tamiz de luz 2 mm, seguidamente se abre la válvula de la bureta dejando caer gotas sobre el agregado. Si en algún caso el agregado por el impacto de gota se rompiera se seguiría el proceso sobre el trozo más grande, y así sucesivamente hasta que pase a través del tamiz o hasta un máximo de 200 impactos de gota, siendo en éste ultimo caso lo que se denomina un agregado superviviente.

Con los datos obtenidos se calcula:

$$\text{A.G. Rotos Acumulativos} = \Sigma \text{A.G. Rotos}$$

donde:

A.G. Rotos Acumulativos = Son los agregados rotos que se van acumulando.

A.G. Rotos = Son los agregados rotos, según el número de gotas impactadas.

$$\% \text{ A. G. Supervivientes} = \frac{20 - \text{A. G. Rotos Acumulativos}}{20} \times 100$$

donde:

% A. G. Supervivientes = Es el porcentaje de agregados que quedan presentes sin romper.

En nuestro caso después de los ciclos de secado-humectado, se toma de cada monolito, agregados de la parte superior (materia orgánica) y de la parte inferior (suelo), de unos 5mm de diámetro.

En concreto se toman 20 agregados de cada muestra, y se coge el tamiz de 2,5mm.

La prueba consiste en desde una determinada altura, caen gotas de agua sobre el agregado, contar cuantas gotas es capaz de resistir dicho agregado, sin llegar a romperse, siendo 200 su tope máximo de gotas sobre él.

Si éste agregado se rompe en una fracción muy pequeña, se despreciará y seguirá la cuenta, centrando el agregado a la gota.

Esta prueba se repite 20 veces para calcular la media de rotura



**FIGURA 2.39. Fotografía de instrumento o aparato para determinar la estabilidad estructural de los agregados.**

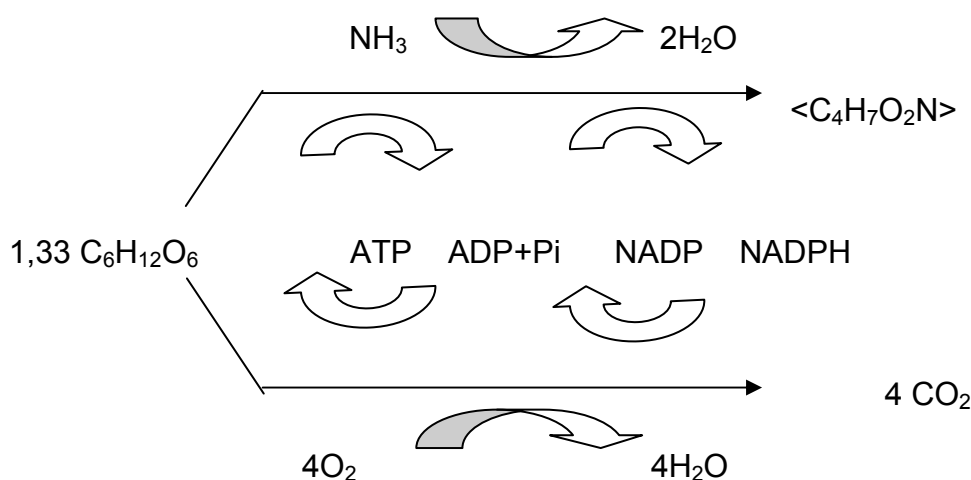
### **2.3.19. RESPIROMETRÍA**

La determinación del consumo de oxígeno mediante la técnica de respirometría utilizada en la realización de este proyecto se basa en el consumo de  $O_2$  y desprendimiento de  $CO_2$  debido a la respiración de los microorganismos presentes en los suelos muestreados, mediante esta técnica se basa la medida manométrica del oxígeno que se consume (Platen y Wirtz, 1999).



1.) Consumo de oxígeno y formación de CO<sub>2</sub> por organismos aeróbicos

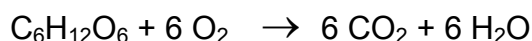
En el suelo se produce un proceso aeróbico en el que los microorganismos presentes en el mismo degradan la materia orgánica. En la descomposición aeróbica de cualquier sustancia orgánica por parte de microorganismos, se obtiene como producto agua, CO<sub>2</sub> y material celular para los propios microorganismos. Este hecho es fácilmente explicable con el ejemplo de la glucosa.



**Figura 2.40. Esquema de la degradación de la glucosa.**

Las sustancias orgánicas se mineralizan en CO<sub>2</sub> y agua, y la energía se conserva en forma de ATP. A continuación, se produce la formación del material celular (C<sub>4</sub>H<sub>7</sub>O<sub>2</sub>N), para lo que se consume ATP como fuente de energía.

La demanda teórica de oxígeno para la completa oxidación de una sustancia orgánica, se puede calcular mediante estequiometría. La fórmula, en el caso de la glucosa, sería la siguiente:



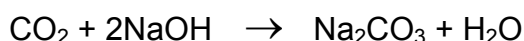
Según esta reacción para el consumo de 1 mol de glucosa, serían necesarios 6 moles de O<sub>2</sub>, 1066 mg de O<sub>2</sub> si nos referimos a masa. Este sería un caso ideal, en el que todo el ATP generado en el proceso, sería destinado a la degradación de la materia orgánica y, además, ésta se degradaría por completo.

Pero este caso no es real, porque como ya se ha visto, parte del ATP es destinado a la formación de la materia celular (C<sub>4</sub>H<sub>7</sub>O<sub>2</sub>N). En realidad, la cantidad de oxígeno consumido para la eliminación completa de la materia orgánica es menor de la que marca la demanda teórica de oxígeno, por lo que no es posible calcular a través de este método de forma exacta el oxígeno necesario para la degradación de la materia orgánica.

#### Medida manométrica del oxígeno consumido

El principio de la determinación manométrica de oxígeno se basa en que los microorganismos al degradar la materia orgánica consumen oxígeno y desprenden una cantidad equimolar de anhídrido carbónico. Este gas puede ser retenido por un agente absorbente alcalino (hidróxido sódico, sosa cáustica, etc.).

La reacción entre el anhídrido carbónico y el agente absorbente (hidróxido sódico) es la siguiente:



Si esta reacción se lleva a cabo en un recipiente cerrado, como consecuencia de la absorción del anhídrido carbónico, se produce una depresión en el interior del mismo, que puede ser atribuida únicamente al consumo de oxígeno. Si es posible medir este cambio de presión, se puede determinar el oxígeno que se ha consumido de forma exacta.

Para que el consumo de oxígeno pueda ser medido manométricamente, se deben dar las siguientes condiciones:

La actividad biológica se debe producir en un recipiente herméticamente cerrado.

El recipiente debe contener un espacio para el agente absorbente del anhídrido carbónico que asegure el contacto entre ambos.

Este recipiente debe mantenerse a temperatura constante ya que cambios en la temperatura provocan fluctuaciones de presión que hacen imposible una medida exacta del oxígeno consumido.

### Descripción del equipo de respirometría

Se utilizaron sensores de medida OxiTop<sup>®</sup>-C (WTW, Weilheim, RFA) y respirómetros con volúmenes de 1,5 litros (figura 18) y de 1 litro (figura 19). Para los respirómetros de 1,5 litros se utilizó como agente absorbente del CO<sub>2</sub> un recipiente con 50 ml de NaOH 1M, mientras que para los de 1 litro, por problemas de espacio, se utilizó lentejas de NaOH, siendo mucho más eficaz el experimento con recipientes de 1litro ya que son mucho mas herméticos que los recipientes de 1,5 litros.



**Figura 2.41. Respirómetros de 1,5 litros de volumen.**



**Figura 2.42. Respirómetros de 1 litro de volumen.**

Los datos proporcionados por los sensores de medida son recogidos mediante el controlador OxiTop® OC110 (WTW, Weilheim, RFA) y, posteriormente, tratados informáticamente mediante el programa ACHAT OC PC communication software (WTW, Weilheim, RFA). A partir de estos datos se calcula el consumo de oxígeno a través de la siguiente fórmula proporcionada por el fabricante de los aparatos:

$$g \text{ O}_2 = \frac{\Delta p * V_{fr} * M_R}{(R'O_2 * T)}$$

$\Delta p$  = Medida de presión que proporciona el sensor (hPa)

$V_{fr}$  = Volumen de aire libre del recipiente (L)

$M_R$  = Peso molecular del oxígeno (32 g mol<sup>-1</sup>)

$R'O_2$  = 8,301 J mol<sup>-1</sup> K<sup>-1</sup>

T = temperatura medida en °K

A partir de los valores de g de O<sub>2</sub> consumidos se obtuvieron datos de consumo de oxígeno en las siguientes unidades:

- mg de O<sub>2</sub> consumidos.
- mg de O<sub>2</sub> consumidos / Kg de suelo seco.
- mg de C-CO<sub>2</sub> consumidos / Kg de suelo seco por día, también llamada Tasa de respiración.

Con estas unidades se elaboraron gráficas que representaban el consumo de oxígeno en función del tiempo.

En esta técnica, los factores limitantes para el crecimiento de la población microbiana responsable de la degradación de la materia orgánica son dos, el oxígeno y/o los nutrientes.

Cuando se observaba una estabilización de las gráficas de consumo de oxígeno en función del tiempo, se procedía a inocular oxígeno en la botella de respirometría. Si la actividad biológica se reactivaba, esto indicaba que el oxígeno era en este caso el factor limitante y el experimento continuaba. Si al inocular oxígeno en la botella, el consumo de oxígeno no continuaba, los nutrientes eran en este caso el factor limitante y se ponía fin al experimento.

### **2.3.20 ANALISIS DE ELEMENTOS TOTALES CON EL Autoanalizador CHN 2000” de Leco**

El equipo utilizado ha sido el “Autoanalizador CHN 2000” de Leco.. El Analizador CHN 2000 es un instrumento computerizado, diseñado para medir contenidos de carbono, hidrógeno y nitrógeno en una gran variedad de compuestos orgánicos. Su funcionamiento en síntesis consiste en que al caer una muestra en el interior de una cámara de combustión, se produce la combustión por las altas temperaturas alcanzadas y el flujo de gas de oxígeno; el proceso de combustión convierte el carbono elemental, hidrógeno y nitrógeno en CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O, N<sub>2</sub> y NO<sub>x</sub>. Estos gases después de salir del horno se recogen en un tanque denominado “Ballast”, donde se homogenizan y por medio de un sistema de electro-válvulas, una alícuota pasa a través de un sistema de tubos hasta los detectores de absorción en el infrarrojo tanto para el CO<sub>2</sub> como el H<sub>2</sub>O, para cuantificar el carbono y el hidrógeno. El nitrógeno se determina en una célula de conductividad térmica previo paso por un tubo de catálisis donde los gases que contienen nitrógeno (NO<sub>x</sub>) se reducen pasando a N<sub>2</sub>.

## **2.4 SIMULADOR DE LLUVIA**

Desde su origen los simuladores de lluvia han sido clasificados en dos tipos: pulverizadores y goteadores (*Hudson, 1982; Meyer, 1979b*), según sea el mecanismo utilizado para la producción de la lluvia, boquillas o aspersores en el primero y agujas o tubos capilares en el segundo.

Los simuladores pulverizadores como el utilizado siguiendo el diseño de Calvo et al, (1988) deben su nacimiento a los intentos de eliminar los inconvenientes

de los simuladores goteadores. La utilización de boquillas para la producción de lluvia simulada comenzó en 1943 con la denominada tipo F (*Wilm, 1943*). Muchos autores utilizaron durante los años cuarenta estas boquillas, las cuales estaban orientadas hacia arriba con el fin de mejorar la distribución de la lluvia (*Dortignac, 1951*). Una vez conocidos datos sobre la energía cinética de la lluvia natural (*Laws y Parsons, 1943; Ellison, 1947*) muchos investigadores cambiaron la orientación de las boquillas para aprovechar la velocidad de salida de las gotas desde la boquilla. En cambio, algunos autores prefirieron seguir trabajando con las boquillas F orientadas hacia arriba, por las posibilidades de comparación con los estudios ya existentes.

La importancia de la energía cinética de la lluvia en la erosión del suelo (*Wischmeier y Smith, 1958*) y la presión de la gran cantidad de estudios realizados sobre este tema durante los años 40-50 dio lugar a la aparición de boquillas que funcionaban a presiones elevadas y producían tamaños de gotas grandes, con lo que se lograron lluvias similares en intensidades y energía a las precipitaciones de elevados períodos de recurrencia. La boquilla más utilizada fue la *80100 Veejet*, y el simulador que la popularizó fue bautizado con el nombre de *Rainulator* por sus mismos constructores (*Meyer y McCune, 1958*). Las posteriores modificaciones sobre este diseño han dado lugar a nuevos aparatos dirigidos a estudios con características más específicas (*Bubenzer y Meyer, 1965; Siemens y Oswald, 1978; Foster et al., 1979; Young y Burnell, 1972; Meyer, 1979a; Meyer et al., 1985*).

Una de las remodelaciones más conocidas del *Rainulator* es la de *Swanson (1965)*, el cual, es un dispersador de tipo molinete, con un pivote central que puede aplicarse a varias parcelas a la vez.

En España, la utilización de simuladores de lluvia se inicia en la segunda mitad de la década de los 80, tanto en laboratorio (*Benito Rueda et al., 1986; Sanroque et al., 1988*) como en campo (*Calvo et al., 1988; Navas, et al., 1990*).

La bibliografía nos muestra las grandes posibilidades de los simuladores de lluvia, instrumento para el desarrollo de explicaciones de los procesos hidrológico-erosivos, así como la gran experiencia acumulada en los distintos campos de la investigación a partir de los experimentos con lluvia simulada.

La aplicabilidad de esta metodología a estudios de gran actualidad, tanto a problemas relacionados con la pérdida de suelo, como en general a problemas

medioambientales de gran magnitud, ha hecho que existan simuladores de lluvia en todo el mundo como hemos visto anteriormente. El uso de la lluvia simulada y los métodos y mediciones paralelas son distintas según los objetivos de la investigación, aunque en general se pretende reproducir un chaparrón y realizar mediciones de los cambios desencadenados por éste sobre el suelo.

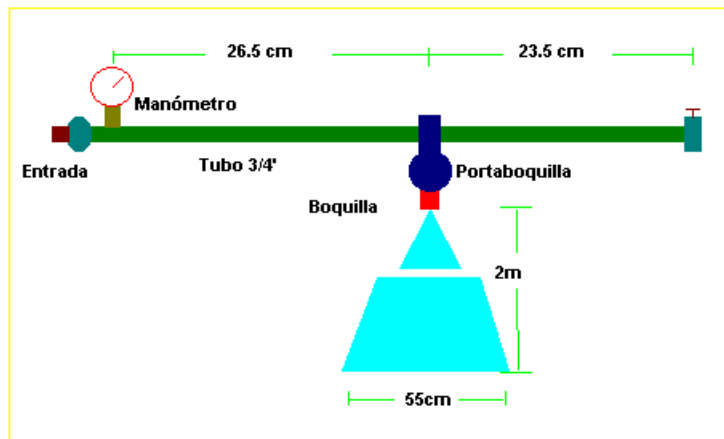


Figura 2.43. Simulador de lluvia elementos y características



Autor	Año	País	Tipo	Formador	D50	Intensidad	Parcelas	Uso
-------	-----	------	------	----------	-----	------------	----------	-----

El esquema seguido incluye tres partes: realización de la simulación de lluvia en el campo, analítica de las muestras de escorrentía y suelo y análisis y tratamiento de los datos.

La primera fase, realización de experimentos. Se elige la parcela o parcelas representativas de las zonas y se realiza una descripción y cuantificación de las características de la superficie del suelo, en la que se tienen en cuenta pedregosidad y posición de ésta en el suelo, encostramiento y su espesor, agrietamientos (tamaños de las grietas y polígonos formados por ellas), pendiente, exposición, cubierta vegetal, hojarasca, líquenes, musgos etc y también se extrae el área sobre la que se realiza el experimento. De la misma superficie donde se colocó la parcela se toman dos muestras de suelo: una en superficie (0-2 cm) y otra en profundidad (4-6 cm) para determinar la humedad, y otra para determinar la densidad del suelo (0-6 cm).

Tras la descripción y muestreo de la parcela y el suelo, hay que proceder a la colocación del simulador sobre la parcela y a su puesta en funcionamiento. Una vez iniciada la lluvia (tiempo = 0) se miden los tiempos en los que se producen cambios en la superficie del suelo como son:  $t_p$ : encharcamiento (40% de la superficie encharcable), inicio de la escorrentía en la superficie de la parcela ( $t_e$ ), cierre de grietas ( $t_{cg}$ ), y existencia de escorrentía en el colector ( $t_s$ ), lo que supone la medición de ésta con probetas. En estos experimentos las mediciones del caudal se realizan cada 30 segundos mientras éste no llegue a la estabilidad. Cuando esto se produce las muestras se empiezan a tomar cada minuto, si bien se puede mantener los intervalos de 30 segundos. Cuando se detiene la lluvia se sigue muestreando la escorrentía hasta el final de ésta.

Una vez determinado el fin de la escorrentía (p.ej. cuando el caudal es inferior a una gota cada 3 segundos) se toma otra fotografía para poder comprobar los cambios morfológicos producidos por la precipitación y se procede a la medición del frente de humedad abriendo el perfil del suelo, sólo en el caso de que no se pretenda repetir el experimento en las mismas parcelas.



La analítica de las muestras de escorrentía se suele reducir a la determinación de conductividad eléctrica, en campo o en laboratorio y a la extracción de los sedimentos, bien por filtrado, bien por evaporación. Para que la medición de la CE sea válida, el agua utilizada en los experimentos debe ser en todos los casos desionizada, y en suelos con niveles elevados de sales debemos utilizar ésta siempre, para evitar alteraciones en las tasas de erosión y escorrentía (*Imeson y Verstraten, 1988*).

Para la determinación de las tasas de erosión y la concentración de sedimentos y su evolución temporal es conveniente tomar el mayor número de muestras posibles de la escorrentía, aunque con el fin de reducir el trabajo, un 20% de las muestras suele ser suficiente para tener resultados fiables.

Respecto a las muestras de suelo, tanto de la parcela como del perfil general de la zona se determinan algunas características del suelo: humedad previa al experimento, contenido en materia orgánica, textura, carbonato cálcico, densidad aparente, porosidad, color, etc. las cuales nos servirán para clasificar el suelo y establecer relaciones entre ellas y las características hidrológico-erosivas de los suelos.

El tratamiento de los datos nos permitirá conocer la respuesta hidrológica y erosiva de las parcelas y la obtención de índices a partir de los datos tomados en el campo nos pueden permitir definir con mayor claridad el comportamiento de los suelos.

### 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. PROPIEDADES DE LOS SUELOS

A continuación se resumen los resultados iniciales de los suelos obtenidos para las parcelas de Villena. Los contenidos de arcilla son similares para todas las parcelas aumentando para la parcela 3 y principalmente para el horizonte subsuperficial de la misma parcela. Los contenidos de carbonatos son elevados para todos los suelos, elevándose igualmente para la parcela 3.

El nitrógeno total muestra también escasas diferencias iniciales disminuyendo para el horizonte subsuperficial. Todos los suelos muestran rangos bajos de este elemento.

Los contenidos de materia orgánica iniciales son igualmente bajos para estos suelos, siendo ligeramente más elevados para la parcela nº 1 (1.17%) y disminuyendo en profundidad.

La densidad aparente muestra valores elevados que aumentan en profundidad al aumentar la compactación y el contenido de arcilla.

**Tabla 3.1. Contenido de arcilla, carbonatos totales, materia orgánica y nitrógeno total en las parcelas de estudio.**

<b>Parcelas</b>	<b>Arcilla %</b>	<b>Carbonatos %</b>	<b>Nt %</b>	<b>MO%</b>
<b>Villena 1 sup</b>	<b>14,72</b>	<b>41,07</b>	<b>0,085</b>	<b>1,17</b>
<b>Villena 2 sup</b>	<b>18,72</b>	<b>37,60</b>	<b>0,070</b>	<b>0,91</b>
<b>Villena 3 sup</b>	<b>26,72</b>	<b>59,82</b>	<b>0,070</b>	<b>0,91</b>
<b>Villena 20-40</b>	<b>26,72</b>	<b>42,86</b>	<b>0,065</b>	<b>0,83</b>

La conservación o mejoramiento del recurso suelo en el largo plazo es condición necesaria para la sostenibilidad de un agroecosistema, y en ese sentido es imperativo mantener la materia orgánica del suelo (MO), la cual es factor determinante de la porosidad y por lo tanto de la capacidad de

infiltración, retención de humedad, resistencia a la erosión hídrica y eólica, y es fuente básica de fertilidad química. Además el suelo es el más importante reservorio de C a nivel de la superficie de la tierra, que puede contribuir a disminuir o aumentar el CO<sub>2</sub> atmosférico, y por lo tanto afectar el cambio climático global al mismo tiempo que los sistemas de labranzas o de rotaciones pueden afectar el contenido de materia orgánica.

La tabla 3.2 muestra los contenidos en agua en el punto de marchitez y capacidad de campo, siendo en general valores muy similares entre las muestras. Lo mismo ocurre como consecuencia con el contenido de agua útil. La conductividad hidráulica saturada muestra diferencias en el horizonte superficial de la muestra 1, siendo mas elevado que el resto posiblemente se relacione con el mayor contenido de materia orgánica de este suelo.

**Tabla 3.2. Contenido de humedad, densidad, conductividad hidráulica y agua disponible en las parcelas de estudio.**

<b>Parcelas</b>	<b><u>Punto de marchitez permanente</u> (cm<sup>3</sup> agua/cm<sup>3</sup>suelo)</b>	<b><u>Capacidad de campo</u> (cm<sup>3</sup> agua/cm<sup>3</sup>suelo)</b>	<b><u>Densidad aparente</u> (g/cm<sup>3</sup>)</b>	<b><u>Saturación</u> (cm<sup>3</sup> agua/cm<sup>3</sup>suelo)</b>	<b><u>Conductividad hidráulica saturada</u> (cm/hr)</b>	<b><u>Agua disponible</u> (cm<sup>3</sup> agua/cm<sup>3</sup>suelo)</b>
<b>Villena 1 sup</b>	<b>0,11</b>	<b>0,22</b>	<b>1,49</b>	<b>0,44</b>	<b>1,40</b>	<b>0,11</b>
<b>Villena 2 sup</b>	<b>0,12</b>	<b>0,23</b>	<b>1,45</b>	<b>0,45</b>	<b>0,85</b>	<b>0,10</b>
<b>Villena 3 sup</b>	<b>0,16</b>	<b>0,27</b>	<b>1,29</b>	<b>0,48</b>	<b>0,39</b>	<b>0,11</b>
<b>Villena 20,40</b>	<b>0,16</b>	<b>0,28</b>	<b>1,37</b>	<b>0,48</b>	<b>0,42</b>	<b>0,12</b>

### 3.1.1. CONTENIDOS DE CARBONO Y NITRÓGENO

La tabla 3.3 muestra la denominación de las muestras tomadas en las diferentes parcelas para los distintos momentos del cultivo. Siendo  $T_0$  y  $T_1$  los correspondientes al tiempo inicial antes de realizar cualquier labor,  $T_1$  tras la preparación de la plantación y  $T_2$  en el momento antes de cosecha.

**Tabla 3.3. Tratamiento realizado en las parcelas de suelo**

	<b>Cultivo de espinacas</b>
<b><math>T_0</math></b>	Tiempo inicial
<b><math>T_1</math></b>	Momento de plantacion
<b><math>T_2</math></b>	Momento de cosecha
<b>Tiempo final <math>T_2</math></b>	
<b>P1<math>T_2</math></b>	Tratamiento: Abono mineral
<b>P6<math>T_2</math></b>	Tratamiento : a; Abono mineral
<b>P3<math>T_2</math></b>	Tratamiento : Materia orgánica
<b>P4<math>T_2</math></b>	Tratamiento : Materia orgánica
<b>P5<math>T_2</math></b>	Tratamiento: Abono tradicional+Materia organica
<b>P2<math>T_2</math></b>	Tratamiento: Abono tradicional+Materia organica

Los valores de carbono en  $T_0$  y  $T_1$  correspondientes al tiempo inicial, al momento de plantación muestran algunas diferencias considerables pues los valores de materia orgánica descienden considerablemente del momento inicial al  $T_1$  debido a la desaparición de los residuos de la cosecha anterior y triturado de ellos. Sin considerar los tratamientos realizados a posteriori, el muestreo  $T_2$  nos indica una disminución elevada de este contenido de materia orgánica si lo comparamos con el momento inicial. La justificación puede deberse a la utilización de la materia orgánica por la planta tras su evolución y crecimiento en el momento antes de cosechar  $T_2$ .

**Tabla 3.4. Características físicas y químicas iniciales del suelo desde el estado inicial al momento antes de la cosecha**

Determinación	To	T1	T2
Densidad aparente g cm <sup>-3</sup>	1,38	1,14	1,23
%Humedad volumétrica	35,48	23,5	21,3
MO%	2,02	0,7	0,65
C Ac húmicos %	0,23	0,52	-
C Ac fúlvicos %	2,47	9,20	-
C Huminas %	3,25	4,26	-

Los valores de las diferentes fracciones orgánicas en To y T1 correspondientes al tiempo inicial, al momento de plantación muestran algunas diferencias considerables, pues los valores de estas fracciones descienden en relación al contenido de materia orgánica oxidable mencionada anteriormente. Pensamos que la justificación estaría en relación con la anterior descendiendo las fracciones orgánicas desde el To al T2. La justificación al igual que en el caso anterior puede deberse a la utilización de la materia orgánica por parte de la planta tras su evolución y crecimiento en el momento antes de cosechar T2.

Los valores de las fracciones orgánicas se encuentran relativamente bajas para la fracción ácidos húmicos, elevándose para los fúlvicos y las huminas. Destaca el valor elevado para el contenido de ácidos fúlvicos especialmente para el muestreo T1, indicando que esta fracción más simple y soluble es la primera que se eleva por ser la más sencilla y la primera en formarse a partir del estiércol adicionado.

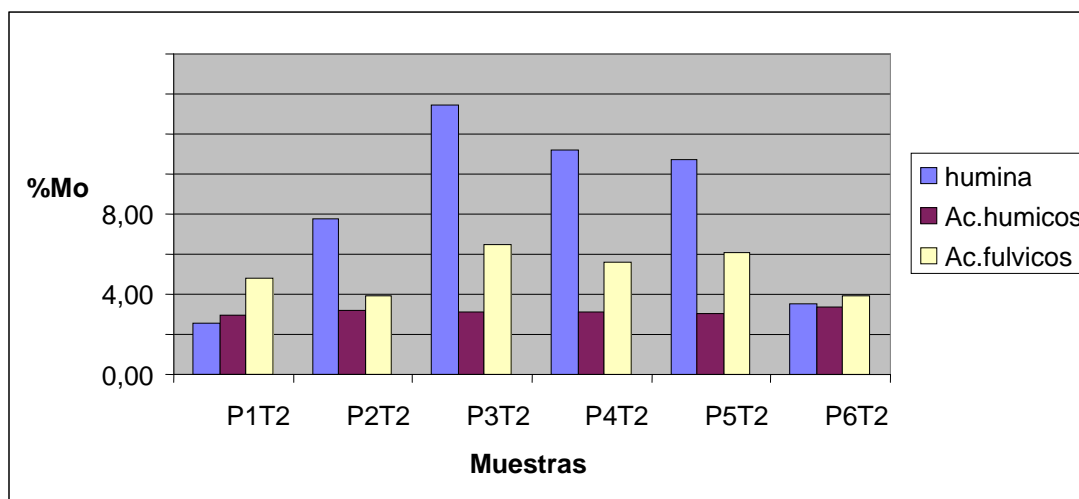
Se ha realizado el mismo estudio en las 6 parcelas en el momento final de la experiencia con espinacas y determinado los valores de capacidad de retención de agua para las 6 parcelas de estudio, los valores obtenidos son bastante similares entre sí aunque parece ligeramente superior en las parcelas con tratamiento de Abono tradicional + Materia orgánica o sólo materia orgánica, siendo principalmente en las parcelas P4 y P3 en las que se obtienen valores más altos de este parámetro.

Los contenidos de COS se presentan en la tabla.3.5. Los valores se encuentran en el rango de 2.60 a 0.55%, lo que se relaciona con el tratamiento realizado.

**Tabla 3.5. Capacidad de retención de agua, materia orgánica y fracciones orgánicas en el momento de la cosecha en las parcelas.**

<b>Parcelas</b>	<b>Capacidad de retención de agua %CRA</b>	<b>COS %</b>	<b>C Ac humicos %</b>	<b>C Ac fúlvicos %</b>	<b>C huminas %</b>
<b>P1T2</b>	<b>31</b>	<b>0,65</b>	<b>2,98</b>	<b>4,77</b>	<b>4,49</b>
<b>P2T2</b>	<b>35</b>	<b>1,23</b>	<b>3,17</b>	<b>3,90</b>	<b>3,12</b>
<b>P3T2</b>	<b>31</b>	<b>2,60</b>	<b>3,10</b>	<b>6,50</b>	<b>3,71</b>
<b>P4T2</b>	<b>30</b>	<b>2,00</b>	<b>3,09</b>	<b>5,63</b>	<b>2,24</b>
<b>P5T2</b>	<b>28</b>	<b>1,25</b>	<b>3,03</b>	<b>6,07</b>	<b>3,80</b>
<b>P6T2</b>	<b>30</b>	<b>0,55</b>	<b>3,35</b>	<b>3,90</b>	<b>3,51</b>

Los valores de carbono total están en consonancia con los contenidos de carbono oxidable mencionados anteriormente. Los valores más bajos se obtienen para las parcelas P1 y P5 junto con la P6. Siendo las parcelas P1 y P6 aquellas con tratamiento convencional, mientras que los valores medios más altos corresponden a las parcelas entre la P2 a P5, y en especial P3 y P4 la primera de ellas con tratamiento orgánico y la segunda con tratamiento orgánico e inorgánico.



**Figura 3.1. porcentaje de materia organica de las fracciones organicas en los suelos del muestreo T2 correspondiente al tiempo de cosecha en las diferentes parcelas**

En cuanto a los contenidos de las fracciones orgánicas muestran cierta similitud con los contenidos totales. Los contenidos de la fracción más compleja, la humina, se muestran especialmente elevados en las parcelas 3, 4 y 5 seguido de la parcela 2 coincidiendo con las parcelas con tratamiento orgánico y la de tratamiento orgánico y convencional. Con respecto a los ácidos húmicos no parecen existir grandes diferencias entre los tratamientos en el suelo, mientras que la fracción ácidos fulvicos que corresponde a la fracción más soluble y ligera de las tres se encuentra especialmente elevada en las parcelas 3, 4 y 5 indicando su acumulación en los tratamientos orgánicos.

Es sabido que diferencias en el contenido de MO como resultado del manejo y uso del suelo, pueden tener profundos efectos sobre las propiedades físicas y fertilidad del suelo; sin embargo, tales diferencias entre tratamientos son difíciles de medir en el corto o mediano plazo (Saffigna et al., 1989). A pesar de ello, se detectaron diferencias significativas respecto al contenido de materia organica entre tratamientos, lo cual sugiere mecanismos distintos de estabilización de la materia organica en los suelos. De esta forma, se han podido detectar cambios especialmente entre los tratamientos con enmiendas organicas en el contenido de carbono del suelo y sus fracciones.

### 3.1.2. ÍNDICES ORGÁNICOS

Se ha utilizado diferentes índices para poder evaluar las fracciones orgánicas de las distintas parcelas. El índice de polimerización, definido como la relación AH/AF (proporción de ácidos húmicos respecto a la de ácidos fúlvicos) es indicativa de la estabilización de las sustancias húmicas más solubles (AF) hacia formas menos solubles y según indica la bibliografía (Spaccini et al., 2002) este proceso consiste en una condensación de moléculas simples en grupos funcionales más complejos y de mayor peso molecular. La gráfica indica que este índice difiere entre los suelos con diferente tratamiento. En las parcelas con tratamiento convencional se obtiene una mayor polimerización de la fracción orgánica dado que en estos suelos la transformación de las fracciones orgánicas resulta más sencilla. Excepción presenta la muestra P2 con tratamiento orgánico.

La principal diferencia en los valores de este índice se relaciona con el tratamiento realizado de adición de materia orgánica, destacando un dinamismo del proceso de estabilización de ácidos fúlvicos a ácidos húmicos en los suelos sin adición orgánica.

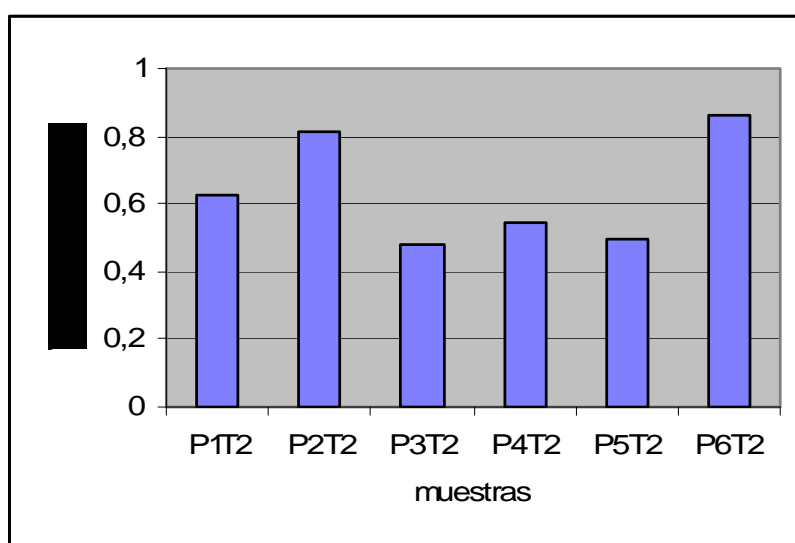
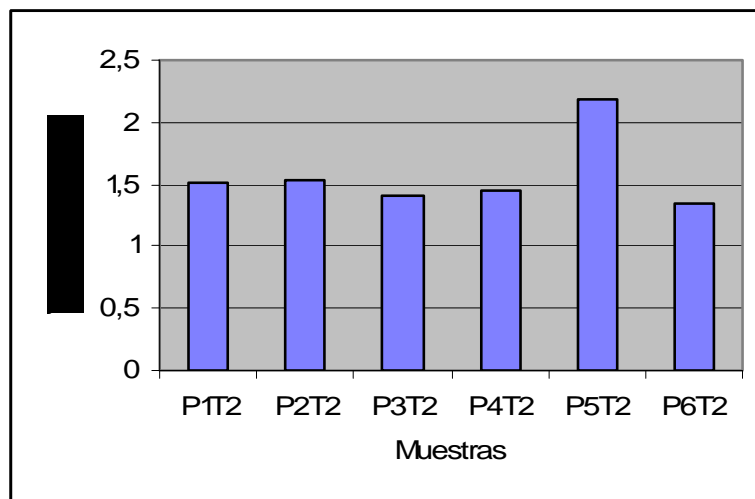


Figura 3.2. Índices de Polimerización para las muestras en el tiempo T2.



Los valores obtenidos del índice de polimerización varían entre 0.85 y 0.47% valores relativamente bajos si los comparamos con otros suelos.

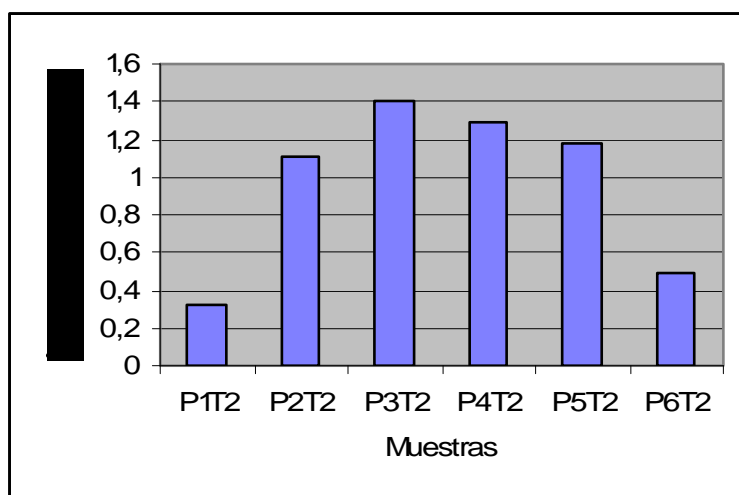
El grado de humificación es otro parámetro utilizado en la comparación, definido como la proporción de sustancias húmicas (AF y AH) respecto del contenido de carbono orgánico total del suelo ambos valorados por el método de oxidación. Un aumento de este índice puede indicarnos procesos de transformación de la materia orgánica fresca en otros compuestos orgánicos a través de procesos microbianos activos.



**Figura 3.3. Índices de Humificación para las muestras en el tiempo T2.**

En la Figura 3.3 se indica el grado de humificación para los suelos estudiados después de los tratamientos.

Los valores del grado de humificación varían entre 2.18 y 1.41% mostrando una tendencia a aumentar tras el tratamiento orgánico, especialmente para la muestra P5.

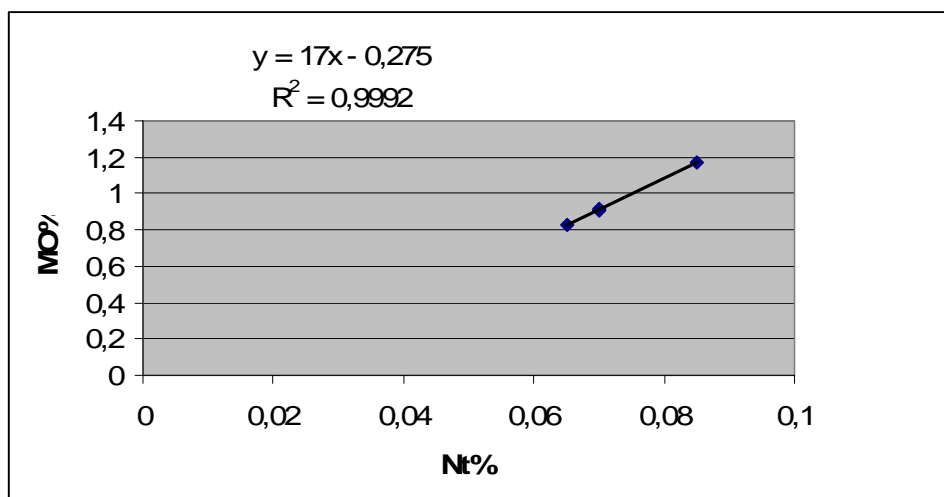


**Figura 3.4. Índices de estabilidad estructural para las muestras en el muestreo T2.**

El índice de estabilidad estructural definido según la relación humina/(AF+AH) se indica en la Figura 3.4. Sus valores varían entre 1.40 y 0.32 para las diferentes parcelas. Observándose claramente la mejora de la estabilidad cuando se adiciona el tratamiento orgánico.

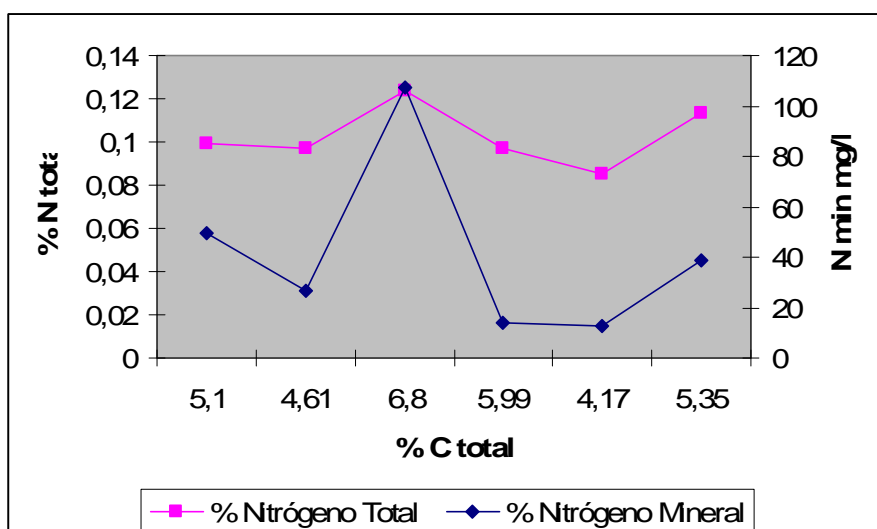
La posible explicación podría ser debida a una mayor estabilización de las sustancias húmicas solubles en forma de humina. El índice de estabilidad estructural es contrario al índice de polimerización.

Los valores iniciales de N total en suelo para T0 fueron 0.085, 0.070 y 0.065% en el horizonte superficial, estableciéndose una relación directa de estos valores con el contenido de materia orgánica en el suelo (vease figura 3.5) obteniéndose una buena correlación entre ambos parámetros



**Figura 3.5. Valores iniciales de N total frente al contenido de carbono.**

Debido a que los procesos de mineralización de N y C están íntimamente relacionados, se esperaba una alta correlación entre ambas determinaciones, este valor, alcanzó un  $r = 0,99$  cifra similar a lo informado por otros autores (Campbell et al., 1991).



**Figura 3.6. Valores finales de N total frente al contenido de carbono en el suelo de las parcelas.**

Para los valores finales de N total los resultados muestran escasa diferencia entre las diferentes parcelas excepto para la parcela P3 donde se obtiene el valor mas alto, tanto para el nitrógeno total como el mineral.

**Tabla 3.6. Contenido de humedad, carbono total, nitrógeno total y mineral en el suelo de las diferentes parcelas en el momento de la cosecha.**

<b>MUESTRA</b>	<b>Humedad %</b>	<b>% Carbono Total</b>	<b>%Nitrógeno total</b>	<b>%Nitrógeno Mineral mg N/Kg</b>
<b>P1T2</b>	<b>3,49</b>	<b>5,10</b>	<b>0,099</b>	<b>49,54</b>
<b>P2T2</b>	<b>2,79</b>	<b>4,61</b>	<b>0,097</b>	<b>26,40</b>
<b>P3T2</b>	<b>2,69</b>	<b>6,80</b>	<b>0,124</b>	<b>107,31</b>
<b>P4T2</b>	<b>2,45</b>	<b>5,99</b>	<b>0,097</b>	<b>13,76</b>
<b>P5T2</b>	<b>1,63</b>	<b>4,17</b>	<b>0,085</b>	<b>12,46</b>
<b>P6T2</b>	<b>2,65</b>	<b>5,35</b>	<b>0,113</b>	<b>38,95</b>

En el resto de parcelas y para el nitrógeno mineral se presentan algunas diferencia poco considerables, si nos fijamos en las dos parcelas con tratamiento inorgánico, vemos (P1 y P6) que el contenido de nitrógeno mineral se ha incrementado posiblemente debido al tratamiento el cual ha podido generar un aumento de la mineralización acumulada con relación al resto de los tratamientos. Destacan los valores elevados en la parcela P3T2 donde también se obtienen valores muy elevados de carbono total

En este caso y con un seguimiento mayor en el tiempo seria interesante considerar la posibilidad de que las ganancias de N exceden a las perdidas, especialmente cuando las leguminosas son incluidas en mayor proporción dentro de una sucesión de cultivos

A continuacion, se muestran los valores de carbono total obtenido en el analisis de las hojas de espinacas obtenidas en el cultivo bajo diferente variedad y tratamiento, considerando ademas la posicion que ocupa en la parcela. Los valores de carbono se muestran especialmente elevados en las parcelas 1 y 6, aquellas tratads con una fertilizacion convencional correspondiente al tipo RS1301 y localizadas en posicion de cabecera y medio. La variedad de tipo Falcon parece ser la que presenta valores mas bajos de carbono total independiente de la posicion pie, medio y cabecera.

Las parcelas entre la 2 y la 5 no presentan grandes diferencias y en este caso parece observarse el efecto de la localización encontrándose en cabecera los valores más bajos.

**Tabla 3.7. Contenido de humedad, carbono total, nitrógeno total y mineral en las hojas de las diferentes parcelas en el momento de la cosecha.**

<b>MUESTRA</b>		<b>% Carbono Total</b>
1- 1	<b>P1M1 1301 CABECERA</b>	<b>39,77</b>
1- 2	<b>P1M2 FALLON CABECERA</b>	<b>38,12</b>
2- 1	<b>P2M2 FALLON MEDIO</b>	<b>35,10</b>
3- 1	<b>P3M2 FALLON PIE</b>	<b>38,48</b>
3- 2	<b>P3M2 1312 PIE</b>	<b>37,78</b>
4- 1	<b>P4M1 FALLON PIE</b>	<b>35,85</b>
4- 2	<b>P4M1 FALLON CABECERA</b>	<b>37,35</b>
4- 3	<b>P4M1 1301 CABECERA</b>	<b>37,68</b>
4- 4	<b>P4M2 1301 MEDIO</b>	<b>37,56</b>
4- 5	<b>P4M2 FALLON MEDIO</b>	<b>37,97</b>
5- 1	<b>P5M1 1301 CABECERA</b>	<b>33,14</b>
5- 2	<b>P5M2 FALLON CABECERA</b>	<b>31,15</b>
5- 3	<b>P5M1 FALLON PIE</b>	<b>32,35</b>
6- 1	<b>P6M1 1301 PIE</b>	<b>41,50</b>
6- 2	<b>P6M1 FALLON MEDIO</b>	<b>36,94</b>
6- 3	<b>P6M1 FALON CABECERA</b>	<b>36,20</b>

<b>6- 4</b>	<b>P6M1 1301 CABECERA</b>	<b>36,36</b>
<b>6- 5</b>	<b>P6M2 1301 MEDIO</b>	<b>40,81</b>

En el análisis de variedades se observan pocas diferencias entre el contenido de C y nitrógeno total en el análisis foliar. En posición de pie siempre se obtienen valores más altos de carbono, en especial el valor mayor corresponde a P6M1 1301 PIE, siendo los valores más bajos, los correspondientes a cabecera, en especial P5M2 FALLON CABECERA.

Los valores de nitrógeno total muestran entre sí todavía similitudes mayores. Destaca el elevado valor de P6M2 1301 MEDIO con un valor de 9,5%, en cuanto a este elemento las cantidades menores se obtienen para P5M2 FALLON CABECERA. No parecen existir coincidencias en posiciones respecto a este parámetro.

Para el nitrógeno mineral los valores más elevados se obtienen en P4M1 FALLON PIE siendo los más bajos los obtenidos generalmente en cabecera y en concreto en P6M1 FALLON CABECERA.

**Tabla 3.8. Contenido de humedad, carbono, nitrógeno total y mineral en las hojas de espinacas de las diferentes parcelas en el momento de la cosecha.**

<b>MUESTRA</b>		<b>%Carbono Total</b>	<b>%Nitrogeno total</b>	<b>%Nitrógeno Mineral g N/Kg</b>
<b>1- 1</b>	<b>P1M1 1301 CABECERA</b>	<b>39,77</b>	<b>5,430</b>	<b>10,69</b>
<b>1- 2</b>	<b>P1M2 FALLON CABECERA</b>	<b>38,12</b>	<b>5,740</b>	<b>14,23</b>
<b>2- 1</b>	<b>P2M2 FALLON MEDIO</b>	<b>35,10</b>	<b>5,590</b>	<b>14,93</b>
<b>3- 1</b>	<b>P3M2</b>	<b>38,48</b>	<b>5,740</b>	<b>11,67</b>

	FALLON PIE			
3- 2	P3M2 1312 PIE	37,78	5,760	14,25
4- 1	P4M1 FALLON PIE	35,85	5,450	24,52
4- 2	P4M1 FALLON CABECERA	37,35	5,810	16,92
4- 3	P4M1 1301 CABECERA	37,68	5,530	13,63
4- 4	P4M2 1301 MEDIO	37,56	5,850	12,45
4- 5	P4M2 FALLON MEDIO	37,97	5,880	14,95
5- 1	P5M1 1301 CABECERA	33,14	5,240	10,52
5- 2	P5M2 FALLON CABECERA	31,15	3,840	12,84
5- 3	P5M1 FALLON PIE	32,35	4,650	10,67
6- 1	P6M1 1301 PIE	41,50	5,280	21,94
6- 2	P6M1 FALLON MEDIO	36,94	5,630	14,98
6- 3	P6M1 FALON CABECERA	36,20	5,390	7,21
6- 4	P6M1 1301 CABECERA	36,36	5,280	7,28
6- 5	P6M2 1301	40,81	9,540	5,96

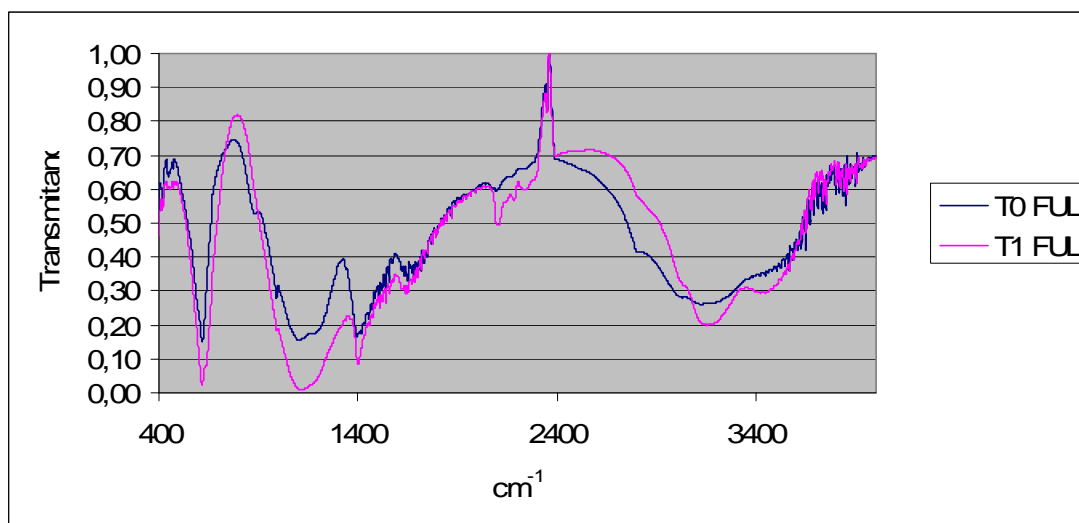


### 3.1.3. ESTUDIO DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA POR ESPECTROSCOPIA IR Y MICROSCOPIA ELECTRÓNICA

#### 3.1.3.1. ESPECTROSCOPIA DE INFRARROJOS DE LAS FRACCIONES ORGÁNICAS DEL SUELO EN LAS DIFERENTES ETAPAS DEL CULTIVO: CUANTIFICACIÓN Y COMPOSICIÓN

En la figura 3.7 se muestran los espectros de IR de las muestras de suelo control To para las diferentes fracciones orgánicas ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas frente al suelo después de la preparación para el plantado T1. Posteriormente, se presentan los resultados de los espectros obtenidos en el momento final T2 para la fracción humina.

La interpretación de estos grupos funcionales se ha realizado según la bibliografía especializada (Kononova, 1982).

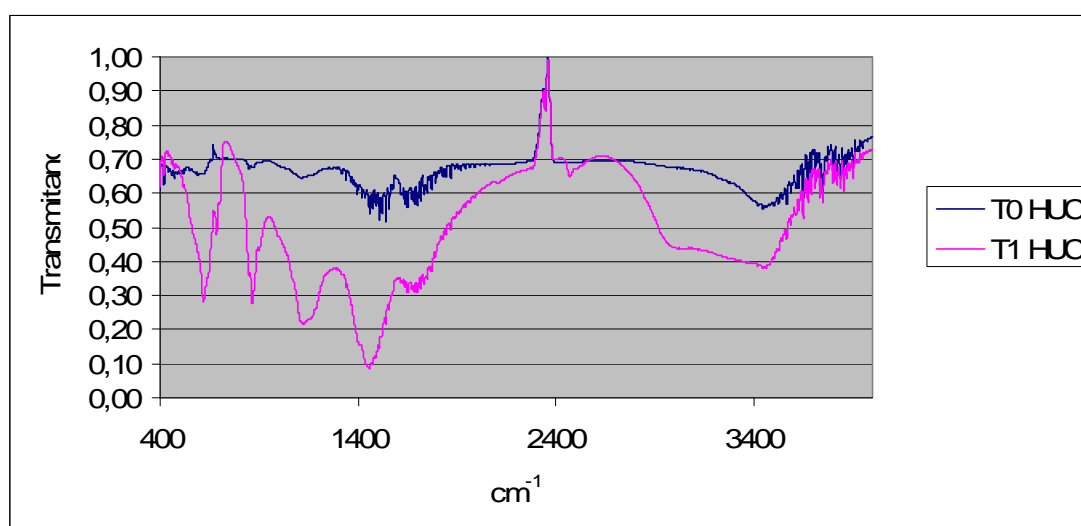


**Figura 3.7. Espectros de IR de la muestra control To y la muestra tras la preparación antes de plantar la espinaca T1 para la fracción ácidos fúlvicos.**



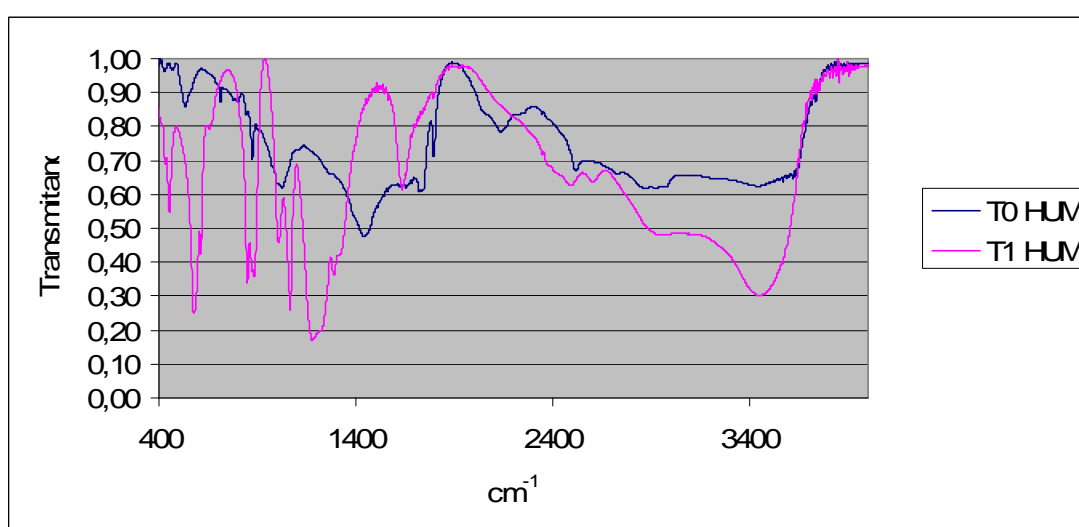
En los espectros de la Figura 3.7 correspondientes a los ácidos fúlvicos se observan pequeñas diferencias en cuanto a la intensidad de los grupos funcionales correspondientes a las bandas OH a  $3400\text{ cm}^{-1}$  de las muestras T0 y T1 mostrando menor intensidad de la banda para T0. Al igual ocurre en las bandas que aparecen a  $1200\text{ cm}^{-1}$  y a  $1600\text{ cm}^{-1}$  propias de grupos alifáticos y aromáticos. En este caso la máxima amplitud de los picos se obtiene también para la fracción ácidos fúlvicos del suelo T1. Los grupos funcionales más abundantes en este tipo de sustancias húmicas solubles son los grupos funcionales con señales de absorción en la región centrada a  $3400\text{ cm}^{-1}$  (OH y NH).

En la Figuras 3.8, se muestran los espectros de los ácidos húmicos para T0 y T1. De nuevo destaca la diferencia de intensidad de las bandas incluso más acusada que para los ácidos fúlvicos, que además aparece muy distorsionada y desplazada hacia números de onda mayores que  $3400\text{ cm}^{-1}$ , lo que probablemente se debe a la presencia de moléculas de agua en su composición. La señal más intensa para T1 aparece a  $1400\text{ cm}^{-1}$  y puede interpretarse como debida a ésteres alifáticos y aromáticos. La presencia de grupos C=O carbonilo de los ácidos y ésteres alifáticos y aromáticos se confirma con las señales a  $1700\text{ cm}^{-1}$ . con fuerte intensidad Estas señales también aparecen con muy poca intensidad en los ácidos húmicos del suelo T0.



**Figura 3.8. Espectros de IR de la muestra control T0 y T1 para la fracción ácidos húmicos.**

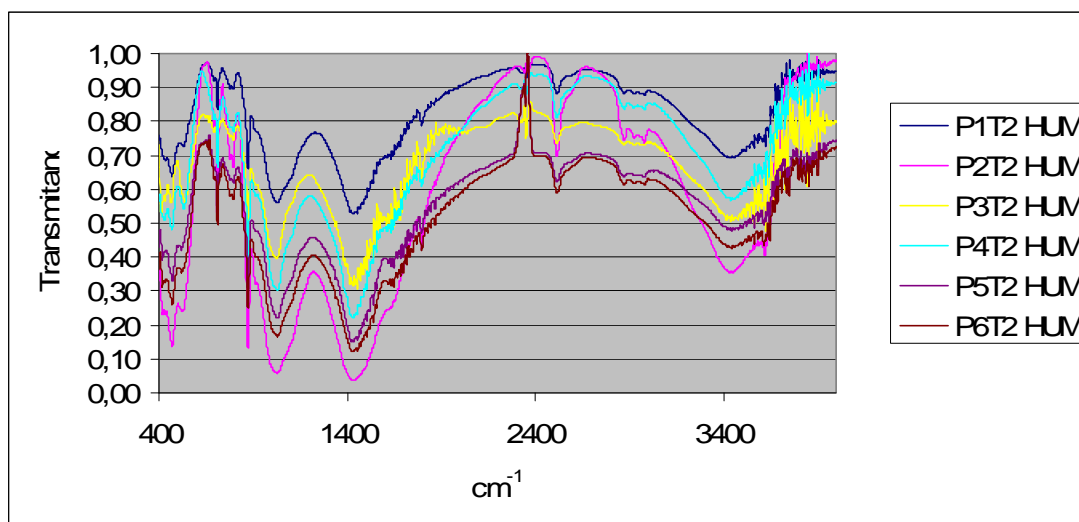
En los espectros correspondientes a las huminas se observa una evolución en los picos significativos que van desde el suelo T0 a T1, marcada por una elevación de la intensidad de las bandas a  $3400\text{ cm}^{-1}$ , así como la de  $1400\text{ cm}^{-1}$  debido a la mayor transformación de la materia orgánica hacia la formación de ésteres alifáticos y aromáticos. Mientras que la banda a  $1600\text{ cm}^{-1}$  debida a los ácidos carboxílicos ( $1650\text{ cm}^{-1}$ ), disminuye notablemente. En este caso es el suelo T1 el que manifiesta una mayor intensidad de los grupos a  $2920\text{ cm}^{-1}$  correspondiente a los enlaces CH en cadenas alifáticas.



**Figura 3.9. Espectros de IR de la fracción humina de las muestras control T0 y la muestra T1**

En los espectros correspondientes a la fracción humina de las muestras P1 y P6 se observan grandes similitudes mientras que destacan diferencias respecto a los tratamientos. Principalmente estas diferencias son debidas a la gran deformación en la región de  $4000\text{ a }2000\text{ cm}^{-1}$ , que podrían atribuirse a la formación de otras sustancias orgánicas a partir de sustancias simples que impliquen a los grupos OH y NH con polisacáridos (señal a  $2920\text{ cm}^{-1}$ ) y grupos C=O carbonilo de los ácidos y ésteres alifáticos cuya señal a  $1700\text{ cm}^{-1}$  las cuales aparecen mucho más intensas en el suelo tras el tratamiento P2T2. En las parcelas de suelo P2 y P4 al igual que en P3 y P5 se incrementa la intensidad de la banda a  $2920\text{ cm}^{-1}$  correspondiente a los enlaces CH de

cadena alifáticas, que es mucho más abundante en estos suelos que han recibido un tratamiento orgánico y que poseen un complejo arcillo-húmico más desarrollado, esto también parece indicado por la intensidad y diferenciación de picos característicos en la región de  $1200\text{ cm}^{-1}$  a  $900\text{ cm}^{-1}$ .



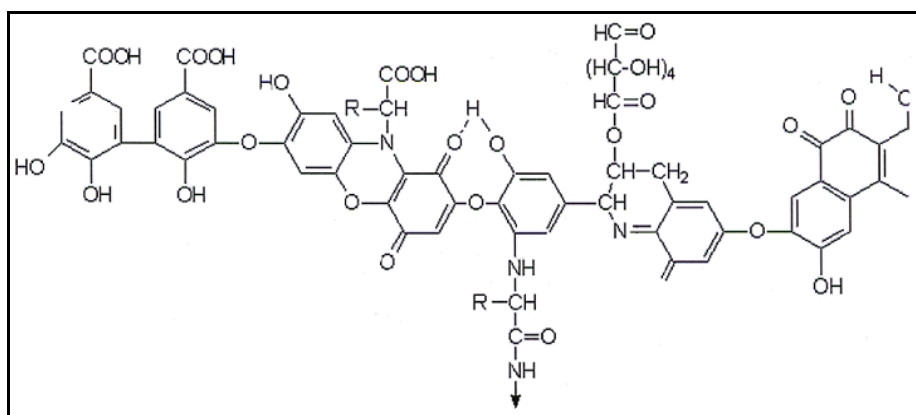
**Figura 3.10: Espectros de IR correspondientes a la fracción humina correspondientes a las parcelas P1 a P6 del suelo en el tiempo final T2 tras los diferentes tratamientos.**

### 3.1.3.2. MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE LAS FRACCIONES ORGÁNICAS DEL SUELO EN LAS DIFERENTES ETAPAS DEL CULTIVO: CUANTIFICACIÓN Y COMPOSICIÓN

#### ÁCIDOS HÚMICOS

En la bibliografía consultada sobre las observaciones del microscopio electrónico, revelan que los ácidos húmicos tienen una *estructura polimérica*, apareciendo en forma de anillo, cadenas, y racimo. El tamaño de sus macromoléculas puede variar entre 60- 500 Å, debido al proceso de humificación, que también ejerce una influencia en su estructura espacial.

Los ácidos húmicos consisten en una mezcla heterogénea de componentes con lo cual una única fórmula estructural será suficiente. Se piensa que estos ácidos son complejas macromoléculas aromáticas con aminoácidos, aminoazucars, péptidos y componentes alifáticos enlazados entre grupos aromáticos. La hipotética estructura de los ácidos húmicos contiene grupos fenólicos (OH) libres y unidos entre sí, quininas, nitrógeno, oxígeno y grupos COOH colocados en anillos aromáticos.

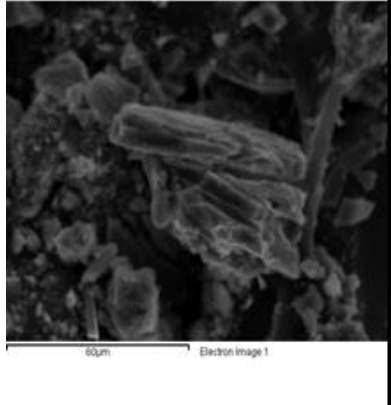
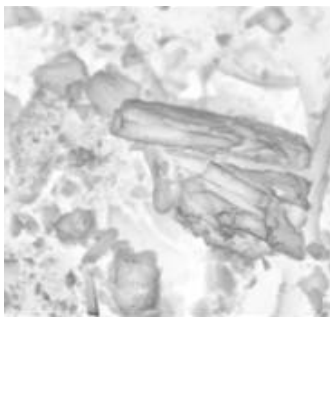
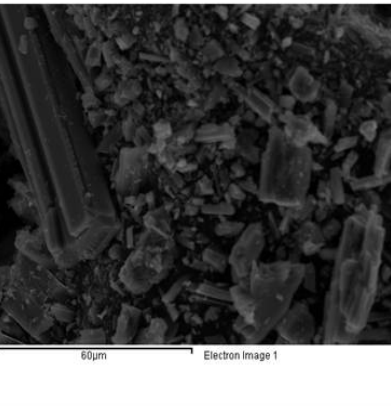

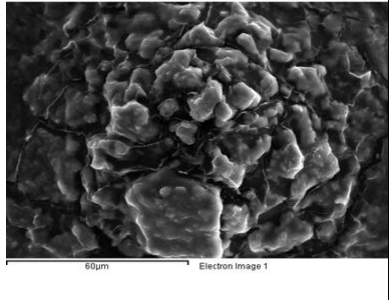

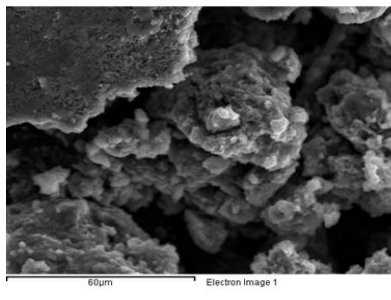
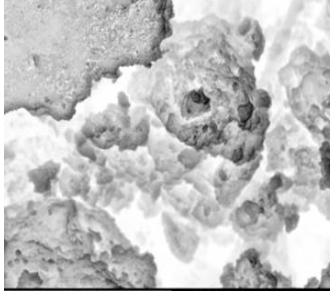


**Figura 3.11. Modelo estructural de los ácidos húmicos.**

Las fotografías de MEB correspondientes a los AH de las muestras T0 y T1 muestran un mayor grado de subdivisión y polimerización que las correspondientes a las de las muestras tras las enmiendas y tratamientos T2. Estas diferencias podrían deberse a un mayor grado de estabilización de la materia orgánica en el tiempo T2.

Si comparamos las fotografías MEB de los AH de las muestras P3 y P4 con la de los AH de la muestra P1 también parece apreciarse un aumento del grado de polimerización de esta última. Estos resultados serían coherentes con los obtenidos mediante los ensayos químicos y con las diferencias de composición observadas mediante espectroscopia de IR.

Al comparar este conjunto de fotografías de los AH del momento inicial del cultivo con la fotografía de los AH del T2 momento final se aprecia que los primeros tienen menos rasgos de la estructura de la lignina presente. En T2 principalmente en las muestras adicionadas con materia orgánica donde todavía se observan fibras sin descomponer.

<p>HUMICOS TO</p>		
<p>HUMICOS T1</p>		
<p>HUMICOS P1-T2</p>		
<p>HUMICOS P2-T2</p>		

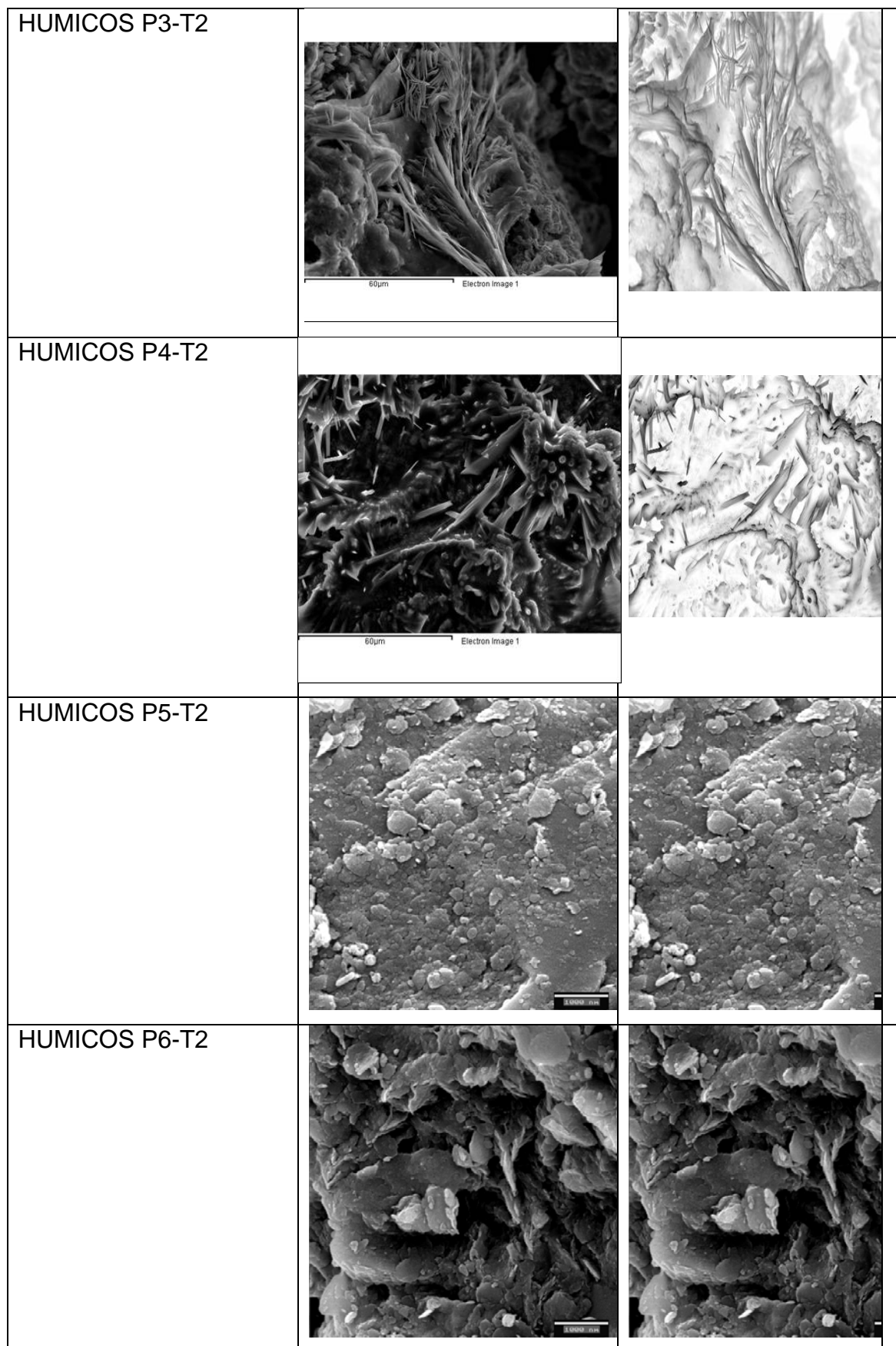
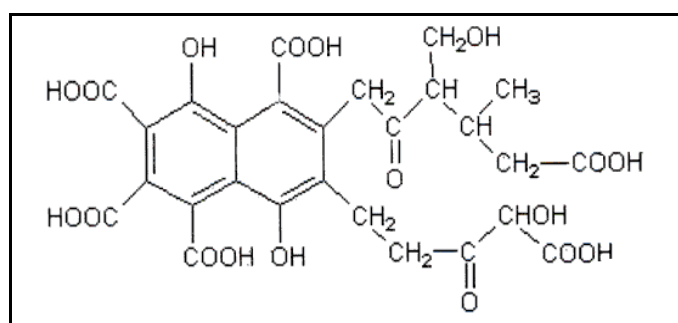


Figura 3.12. Fotografías obtenidas en el MEB de los extractos de los ácidos húmicos.

## ÁCIDOS FÚLVICOS

El hipotético modelo estructural de los ácidos fúlvicos contiene estructuras aromáticas y alifáticas, menos polimerizadas entre sí que los ácidos húmicos y en ambos tipos de estructuras carbonadas hay grupos  $\text{COO}^-$  a los que se unen otros, los grupos funcionales, La proporción y la complejidad de éstos es menor que en los ácidos húmicos.

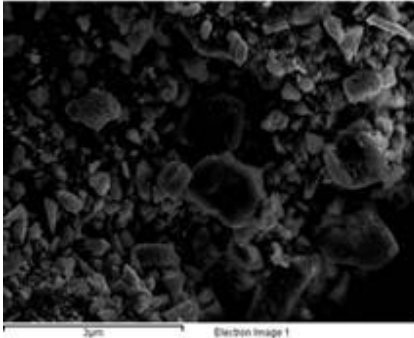
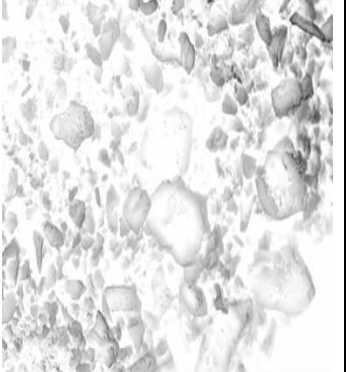
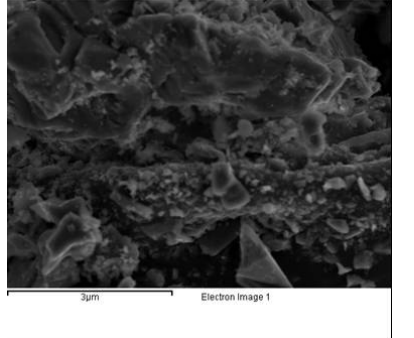
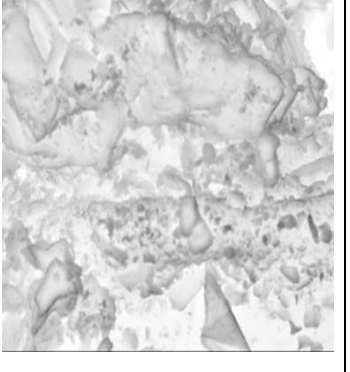
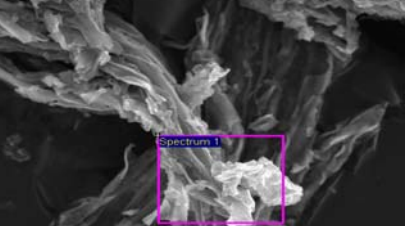
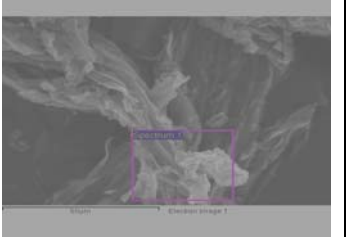
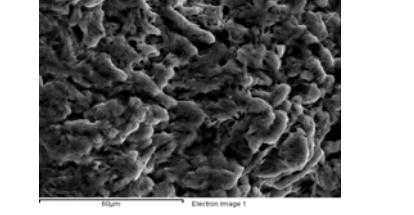
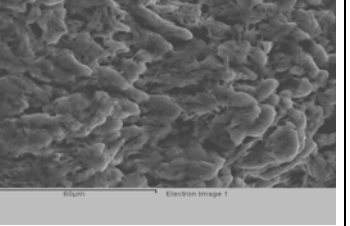
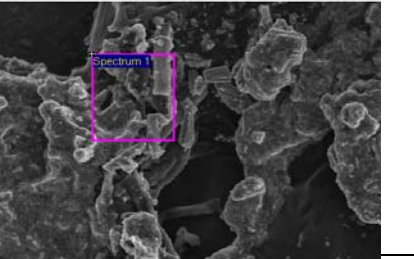
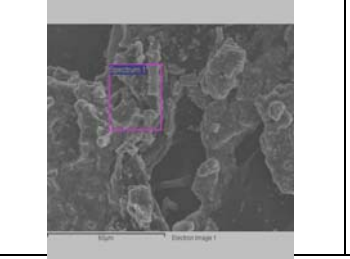
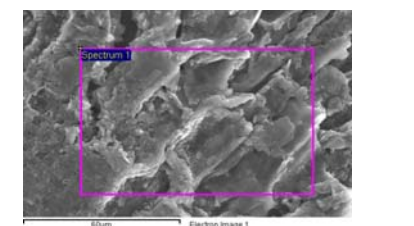


**Figura 3.13. Modelo estructural de los ácidos fúlvicos.**

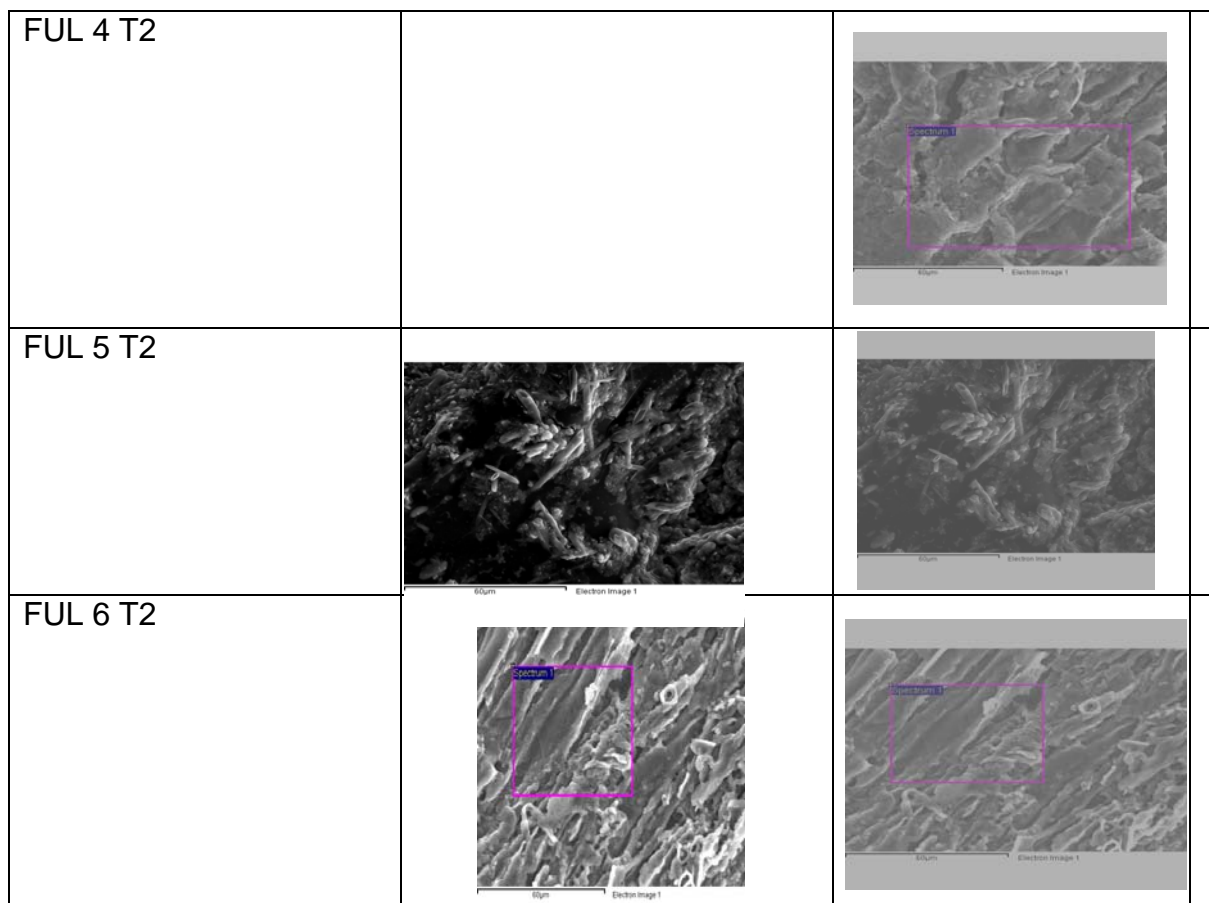
Si comparamos las fotografías MEB de los AF de la muestra To (fase inicial del proceso) con la de los AF de las muestras del final del cultivo también parece apreciarse un aumento del grado de polimerización de estas últimas tras la incorporación de materia orgánica al suelo exhibiendo un aspecto de naturaleza “amorfa”.. Estos rasgos diferenciadores parecen apreciarse más intensamente al comparar las muestras P5 y P2.

No obstante, en las muestras de los estadios iniciales de compostaje se aprecia un sistema de cristalización más fibrilar que en las de los estadios finales, lo que podría indicar también distinto grado de alteración de sus precursores lignínicos.



<p>FUL TO</p>	 <p>2µm Electron Image 1</p>	
<p>FUL T1</p>	 <p>2µm Electron Image 1</p>	
<p>FUL 1 T2</p>	 <p>Spectrum 1</p>	 <p>Spectrum 1</p>
<p>FUL 2 T2</p>	 <p>50µm Electron Image 1</p>	 <p>50µm Electron Image 1</p>
<p>FUL 3 T2</p>	 <p>Spectrum 1</p>	 <p>Spectrum 1</p>
 <p>Spectrum 1</p>		



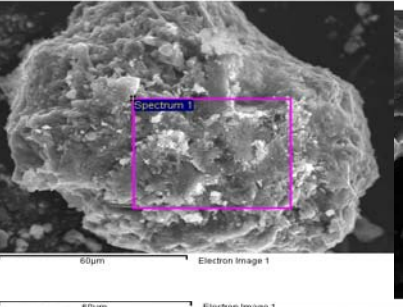
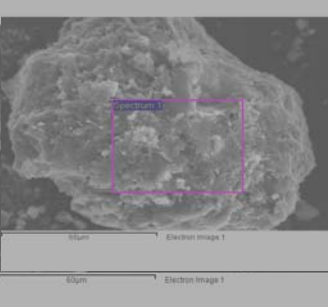
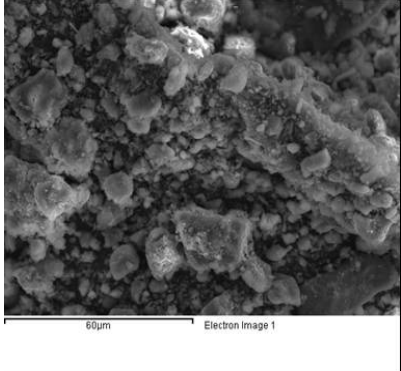
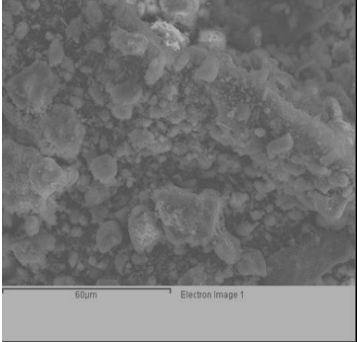


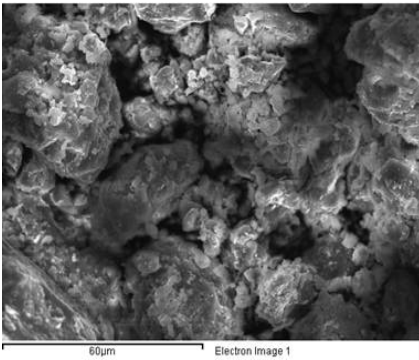
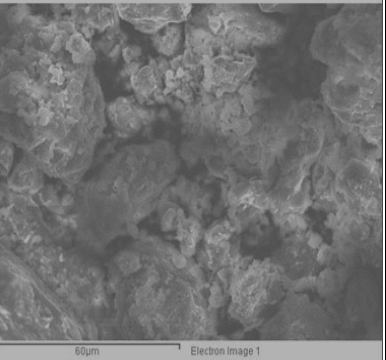
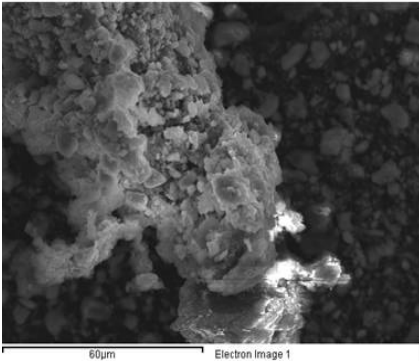
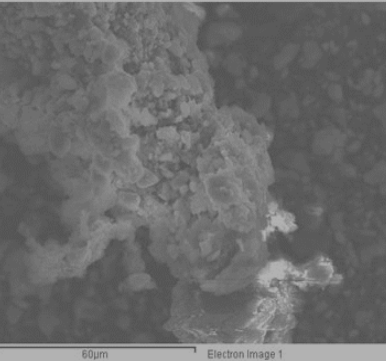
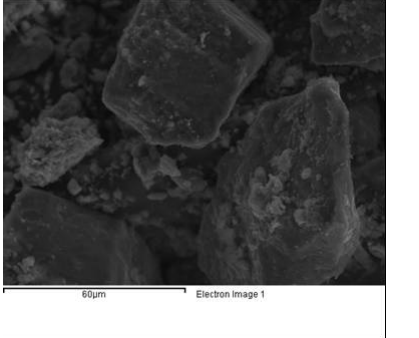
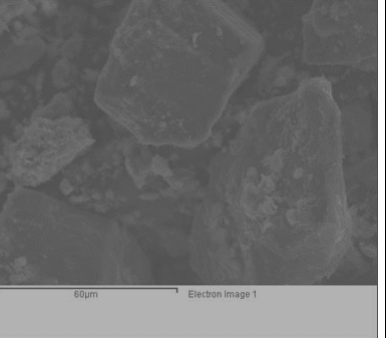
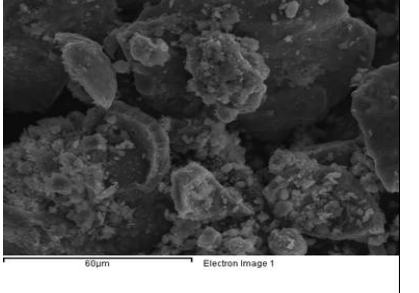
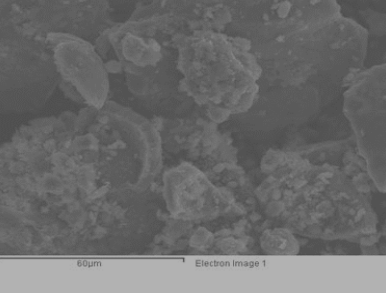
**Figura 3.14. Fotografías obtenidas en el MEB de los extractos de los ácidos fúlvicos.**

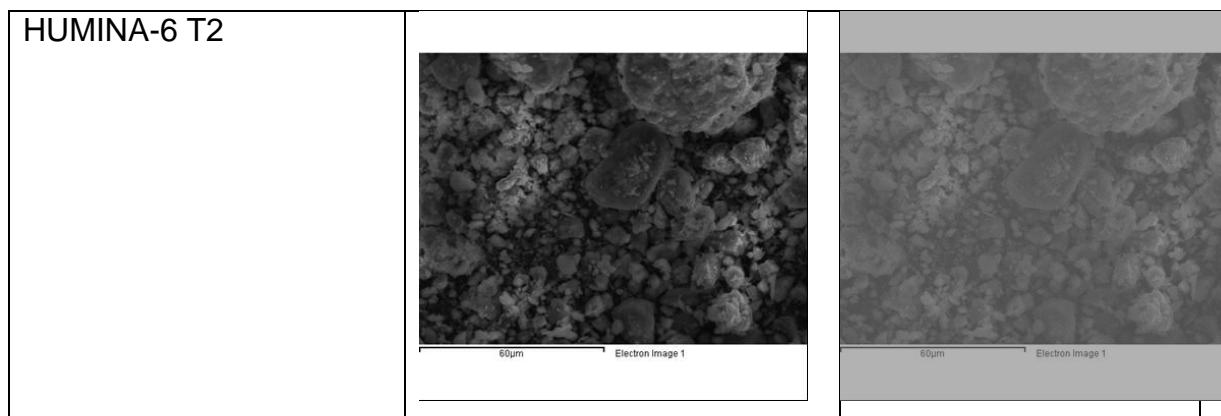
## HUMINAS

Las huminas pueden considerarse como el producto resultante de la total transformación de los ácidos húmicos hacia formas muy estables y poco reactivas químicamente. La intensa utilización de los grupos funcionales de los ácidos húmicos por parte de los microorganismos induce a una gran policondensación de los grupos aromáticos y, los productos metabólicos de los microorganismos (carbonato cálcico) y los mismos microorganismos, al morir, hacen de núcleos de precipitación del carbonato cálcico, y en este proceso los grupos policondensados quedan intensamente unidos a ellos.

Las fotografías de la fracción humina en sus estadios inicial y final tienen como características similares entre ellas una estructura que recuerda el carácter de fibras vegetales poco transformadas que corresponderían a los restos de lignina no degradados por los microorganismos en el proceso de transformación de la materia orgánica.

HUM T0		
HUM T1		
HUMINA-1 T2		

<p>HUMINA-2 T2</p>		
<p>HUMINA-3 T2</p>		
<p>HUMINA-4 T2</p>		
<p>HUMINA-5 T2</p>		



**Figura 3.15. Fotografías obtenidas en el MEB de los extractos de la fracción humina.**

### 3.1.3.3. ANÁLISIS ELEMENTAL DE LAS MUESTRAS DE SUELO

Las tablas siguientes muestran la proporción de los diferentes elementos en los tiempos considerados T<sub>0</sub>, T<sub>1</sub> y T<sub>2</sub>.

Los resultados del análisis elemental de los ácidos húmicos indican que el oxígeno se muestra como elemento más abundante seguido del carbono comentado en el apartado anterior. Los valores de oxígeno obtenidos en los ácidos húmicos para el suelo varían desde 59.59 para T<sub>1</sub> a 63.56 para T<sub>0</sub>, encontrándose los valores medios para T<sub>2</sub> en 59.98 bastante similares con los de T<sub>1</sub>. No obstante las variaciones son bastante diferentes si consideramos los distintos tratamientos. Se observa que los valores más altos de oxígeno se encuentran en las parcelas P1 y P6 que corresponden al tratamiento convencional frente a los orgánicos.

En cuanto al resto de los elementos destacar la presencia de Cl, Pd y Pb únicamente en la parcela T<sub>2</sub> con tratamiento orgánico. Y también destacar la escasa presencia en todas las muestras de Al y Si ambos elementos se encuentran en pequeñas cantidades.

En el resto de elementos destacan las diferencias en el contenido de sodio que se encuentra más abundante en el tratamiento convencional, mientras que el

azufre se encuentra más elevado para esta fracción orgánica en el tratamiento orgánico.

**Tabla.3.9 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos húmicos del suelo en los diferentes tiempos de muestreo.**

	ÁCIDOS HÚMICOS T0	ÁCIDOS HÚMICOS T1	MEDIA ACIDOS HÚMICOS P1 A P6 T2
C	21,15	19,27	11,45
Na	13,55	18,44	5,87
Al	0,07	-	2,44
Si	0,16	-	2,32
S	1,51	0,93	10,44
O	63,56	59,59	59,98
Cu		1,77	0,34
Ca			3,96
Cl			15,21
Pd			0,45
Pb			2,15

La tabla 3.10 muestra el análisis elemental de los ácidos húmicos en el tiempo T2 para todas las parcelas observándose al oxígeno de nuevo como elemento más abundante después del carbono y de azufre. Los valores de oxígeno obtenidos en los ácidos húmicos para las distintas parcelas en el suelo varían desde los valores más bajos de azufre para los tratamientos convencionales a los mas altos para los tratamientos orgánicos. Los contenidos de oxígeno muestran los valores mas bajos para las parcelas P3 y P4.

En el resto de elementos destaca el sodio y el azufre ambos disminuyen con el tratamiento orgánico.

**Tabla. 3.10 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos húmicos del suelo de las parcelas P1 a P6 en el tiempo T2.**

	HÚMICOS P1-T2	HÚMICOS P2-T2	HÚMICOS P3-T2	HÚMICOS P4-T2	HÚMICOS P5-T2	HÚMICOS P6-T2
C	6,2	17,09	10,21	10,98	11,93	12,3
Na	15,99	4,24	3,8	0,63	4,46	6,12
Al	3,17	1,36	3,02		0,42	4,23
Si	0,21	2,01	1,72		7,35	0,3
Ca	0,15			15,16	0,2	0,32
O	68,63	52,39	58,86	47,56	62,1	70,32
Cu	0,37				0,25	0,4
S	5,28	14,23	15,94	7,86	13,29	6,01
Cl				15,21		
Pd				0,45		
Pb				2,15		

Las diferencias más importantes en la fracción ácidos fúlvicos en los tiempos To y T1 se basan en una disminución del contenido de C sumado a un aumento elevado del contenido de Na y del contenido de S

**Tabla.3.11 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos fúlvicos del suelo en los tiempos To y T1 de muestreo.**

	MED FÚLVICOS P1 A P6 T2	FÚLVICOS T0	FÚLVICOS T1
C	15,96	19,75	11,88
Na	5,18	4,17	18,9
Al	0,53		
Si	0,82	0,11	0,28
K	0,03		
Ca	0,47		
O	66,15	66,8	56,43
Cu	0,38	0,58	0,69
S	10,39	8,59	11,82

**Tabla.3.12 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos fúlvicos del suelo de las parcelas P1 a P6 en el tiempo T2.**

	FÚLVICOS P1-T2	FÚLVICOS P2-T2	FÚLVICOS P3-T2	FÚLVICOS P4-T2	FÚLVICOS P5-T2	FÚLVICOS P6-T2
C	21,54	3,77	25,50	17,57	15,33	12,04
Na	5,74	15,76		1,21	5,28	3,07
Al			2,99		0,16	
Si		0,26		3,11	0,17	1,38
K		0,14			0,03	
Ca	0,55	0,54			1,55	0,16
O	69,80	53,24	71,51	67,17	71,83	63,34

Cu		0,91			0,23	1,11
S	2,37	24,68		10,94	5,42	18,90
Br	0.12	0,70				

Las tablas siguientes muestran la proporción de los diferentes elementos en los tiempos considerados To, T1 y T2 para la fracción humina.

**Tabla.3.13 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica humina del suelo en los tiempos To y T1 de muestreo proporciones obtenidas mediante microscopia electrónica/RX**

	MED HUMINA P1 A P6 T2	HUMINA T0	HUMINA T1
C	15,60	13,22	15,65
Na	0,79	1,15	17,55
Mg	1,50	0,42	0,56
Al	2,15	1,44	1,75
Si	6,16	17,39	3,86
K	0,76	0,33	0,51
Ca	12,35	3,4	3,48
Ti	0,37		
Fe	1,81	3,29	0,81
Co	1,02		
O	57,77	59,36	55,83
Cu	0,85		

Para T2 se obtienen valores medios elevados de oxígeno con abundante cantidad de Si y Ca. Para las diferentes parcelas se observa un aumento de



sodio en las parcelas con tratamiento convencional, principalmente en la P6. En cuanto al resto de elementos las diferencias en esta fracción son pequeñas.

La tabla muestra los valores del contenido de carbono en la fracción ácidos húmicos de las muestras iniciales To y T1 frente a los valores medios obtenidos para todos los tratamientos en el momento final T2.

**Tabla.3.14 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica humina del suelo de las parcelas P1 a P6 en el tiempo T2.**

	HUMINA- P1 T2	HUMINA- P2 T2	HUMINA- P3 T2	HUMINA- P4 T2	HUMINA- P5 T2	HUMINA- P6 T2
C	17,97	13,91	17,8	15,3	14,87	13,77
Na	0,76	0,69	0,87	0,52	0,74	1,15
Mg	0,7	2,49	0,59	2,97	1,44	0,78
Al	2,37	2,12	2,08	1,51	1,92	2,88
Si	6,4	4,55	4,85	5,8	8,29	7,05
K	0,94	0,95	0,74	0,43	0,48	0,99
Ca	7,52	15,62	10,67	12,5	13,1	14,71
Ti	0,12	0,42	0,12	1,17	0,17	0,19
Fe	1,55	3,16	1,55	1,35	1,22	2,01
Co	0,06	1,98				
O	61,61	54,11	60,48	57,35	57,77	55,27
Cu			0,25	1,1		1,2

Los valores de oxígeno obtenidos en las huminas para las diferentes parcelas varían de 54.11 a 61.61. En el resto de elementos destaca la presencia de magnesio ausente en el resto de fracciones.

Los resultados del análisis elemental de los ácidos húmicos indican que el oxígeno se muestra como elemento más abundante seguido del carbono comentado en el apartado anterior. Los valores de oxígeno obtenidos en los ácidos húmicos para el suelo varían desde 59.59 para T1 a 63.56 para To, encontrándose los valores medios para T2 en 59.98 bastante similares con los de T1. No obstante, las variaciones son bastante diferentes si consideramos los distintos tratamientos. Se observa que los valores mas altos de oxigeno se encuentran en las parcelas P1 y P6 que corresponden al tratamiento convencional frente a los orgánicos.

En cuanto al resto de los elementos destacar la presencia de Cl, Pd y Pb únicamente en la parcela T2 con tratamiento orgánico. Y también destacar la escasa presencia en todas las muestras de Al y Si ambos elementos se encuentran en pequeñas cantidades.

En el resto de elementos destacan las diferencias en el contenido de sodio que se encuentra más abundante en el tratamiento convencional, mientras que el azufre se encuentra más elevado para esta fracción orgánica en el tratamiento orgánico.

**Tabla.3.15 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos húmicos del suelo en los diferentes tiempos de muestreo. Proporciones obtenidas mediante microscopia electrónica/RX**

	HÚMICOS TO	HÚMICOS T1	MED HÚMICOS T2 P1 A P6
<b>C</b>	<b>21,15</b>	<b>19,27</b>	<b>11,45</b>
<b>Na</b>	<b>13,55</b>	<b>18,44</b>	<b>5,87</b>
<b>Al</b>	<b>0,07</b>		<b>2,44</b>
<b>Si</b>	<b>0,16</b>		<b>2,32</b>
<b>Ca</b>			<b>3,96</b>
<b>O</b>	<b>63,56</b>	<b>59,59</b>	<b>50,01</b>
<b>Cu</b>		<b>1,77</b>	<b>0,34</b>
<b>S</b>	<b>1,51</b>	<b>0,93</b>	<b>10,44</b>
<b>Cl</b>			<b>10,57</b>
<b>Pd</b>			<b>0,45</b>

<b>Pb</b>			<b>2,15</b>
-----------	--	--	-------------

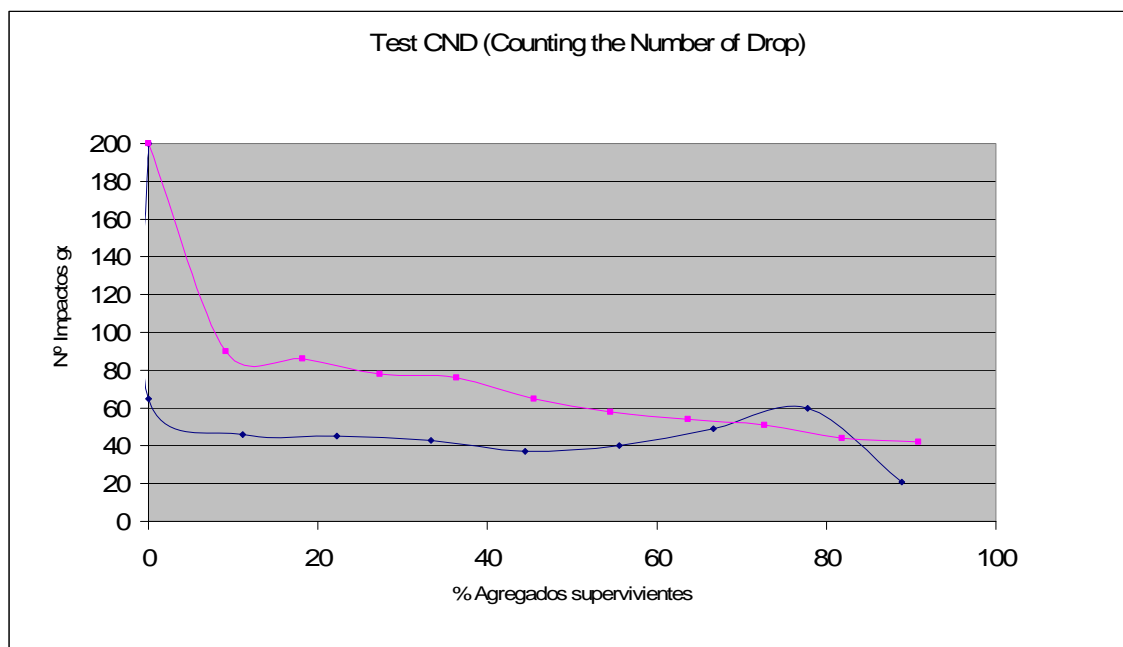
**Tabla.3.16 Valores de los elementos obtenidos mediante el análisis de la fracción orgánica ácidos húmicos del suelo en el tiempo T2.**

	HÚMICOS P1-T2	HÚMICOS P2-T2	HÚMICOS P3-T2	HÚMICOS P4-T2	HÚMICOS P5-T2	HÚMICOS P6-T2
C	6,20	19,32	12,21	10,98	11,93	12,30
Na	15,99	4,24	3,80	0,63	4,46	6,12
Al	3,17	2,85	3,02		0,42	4,23
Si	0,21	2,01	1,72		7,35	0,30
Ca	0,15			15,16	0,20	0,32
O	68,63	52,93	61,31	47,56	62,10	70,32
Cu	0,37				0,25	0,40
S	5,28	18,65	17,94	7,86	13,29	6,01
Cl				15,21		
Pd				0,45		
Pb				2,15		

### 3.1.4. ESTABILIDAD DE LA ESTRUCTURA

La bibliografía consultada indica que existe una protección física de la MO que se produce a nivel de macro y microagregados, los cuales son destruidos por la labranza siendo además, las condiciones climáticas de alta temperatura y humedad favorecedoras de una rápida descomposición y menores contenidos de materia orgánica.

En el estudio de la estabilidad de agregados por el método del test de la gota obtenemos valores de la mediana de 45.5 para To y 31.5 para T1. Estos resultados pueden atribuirse, en parte, a diferencias en el grado de compactación de la superficie en los dos tiempos estudiados, lo que está relacionado con una menor porosidad intraagregados del suelo de las parcelas anterior a la siembra cuya resistencia, en seco, a la ruptura de los agregados ( $n^{\circ}$  gotas) es mayor que los agregados del suelo de la parcela T1, que lo que puede interpretarse por su mayor porosidad interna.

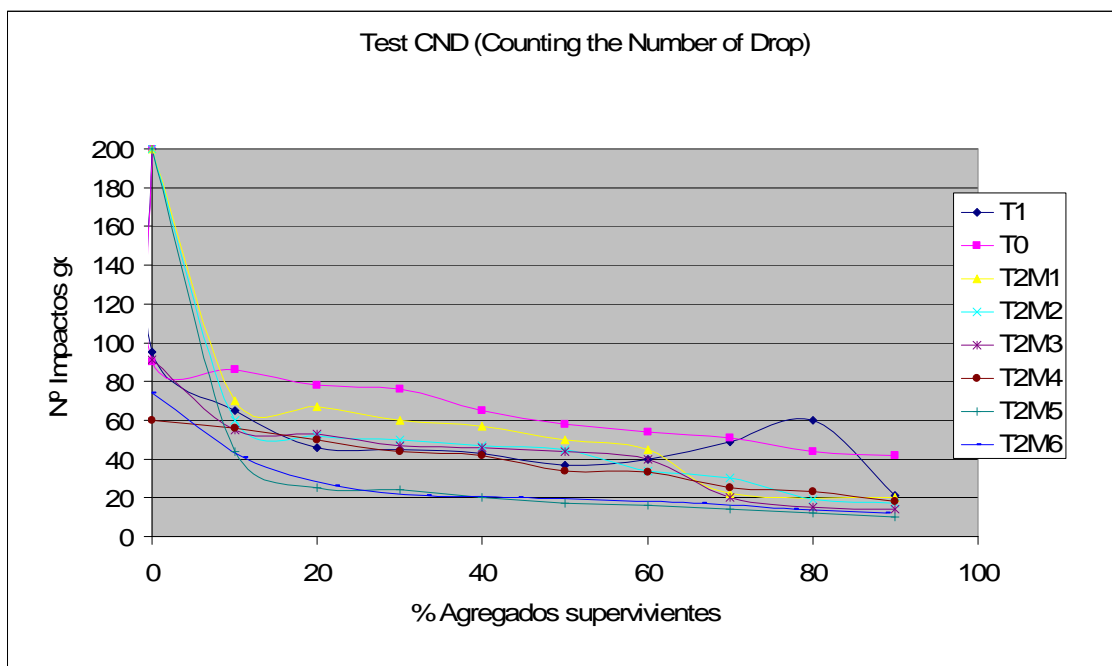


**Figura 3.16. Test de estabilidad de la estructura en los muestreos To y T1 en las parcelas de estudio.**

**Tabla 3.17. Valores de las medianas en el test de estabilidad de la estructura en los muestreos To y T1 en las parcelas de estudio.**

MEDIANA	MUESTRA
53,3	T2 M1
46,0	T2 M2
45,0	T2 M3
38,0	T2 M4
18,5	T2 M5
20,0	T2 M6

Los valores de la mediana para las muestras de estudio son mas elevadas para las muestras desde la M2 a M4, correspondiendo a los tratamientos orgánicos, no obstante destaca el valor elevado de la mediana para M1, cuya justificación podría deberse a la utilización de productos inorgánicos, sales cuya concentración y precipitación produce el endurecimiento del agregado. No obstante esta interpretación no se cumple para la segunda parcela con el mismo tratamiento, por lo que no podemos asegurar esta afirmación.



**Figura 3.17. Test de estabilidad de la estructura para To y T1 y en T2 para las parcelas de P1 a P6 de estudio.**

La representación de las curvas correspondientes a los datos obtenidos en el test de la gota muestran los valores mas elevados los correspondientes al To con la muestra con ña estructura sin destruir por la preparación del terreno. La T1 es junto a la T6 las que presentan una menor estabilidad a lo largo de la curva, presentando la M2 a M5 valores intermedios y muy similares entre ellos, denotando que similitudes en el tratamiento muestran también similitudes en la respuesta de la estabilidad de los agregados.

### **3.1.5. INFILTRACIÓN Y PÉRDIDA DE SUELO POR EROSIÓN**

La MO tiene una importancia muy definida en la estabilidad estructural del suelo, a través de sus propiedades cementantes. Por otra parte, su contenido afecta la capacidad de almacenamiento de humedad en forma directa e indirecta. En forma directa, dado que almacena 6 a 8 veces su masa en agua y en forma indirecta, al mantener la agregación, permite que ese suelo sea capaz de acumular un mayor contenido de humedad. En este sentido, las características de textura y estructura del suelo cobran particular importancia en lo referido a la velocidad de infiltración del agua y la capacidad de almacenaje de la misma. Esto resulta particularmente importante en los suelos de textura arenosa y franco arenosa como corresponde a los suelos de estudio, caracterizados por una gran permeabilidad.

La acción antrópica afecta básicamente la capa superficial del suelo, a nivel de macroagregados (> 250 $\mu$  de diámetro) y macroporos (>50  $\mu$  de diámetro), actuando sobre la circulación de agua y aire, la transferencia de calor entre el suelo y la atmósfera y el crecimiento radical.

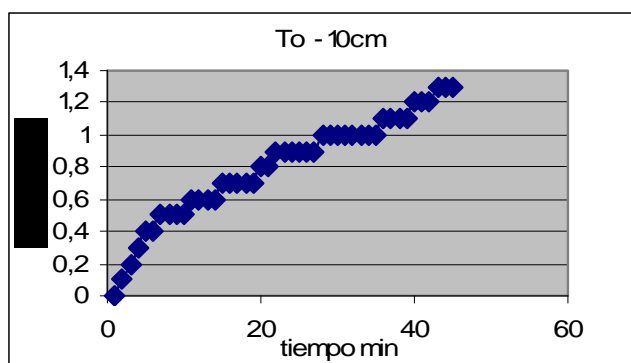
La medición de la capacidad de infiltración de los suelos es una de las metodologías de diagnóstico. La infiltración se refiere a la entrada de agua en

el perfil a través de la superficie del suelo. Este proceso es controlado por varios factores, uno de los cuales es la estructura de la superficie.

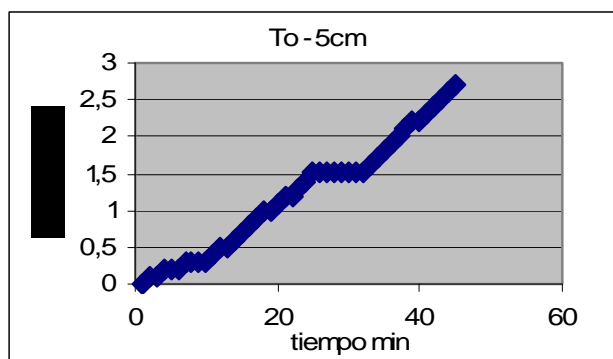
Por otra parte, las labores realizadas en el suelo generan una mayor porosidad, lo que se refleja en un mayor porcentaje de humedad. Hay que destacar que esto no necesariamente representa una mayor disponibilidad para el cultivo.

Según la bibliografía consultada la situación sin disturbio ( $T_0$ ), presentó una elevada capacidad de infiltración básica, que resultó aproximadamente superior a la medida en las situaciones de agricultura continua, tanto en  $T_1$  como pensamos ocurrirá en ( $T_2$ ).

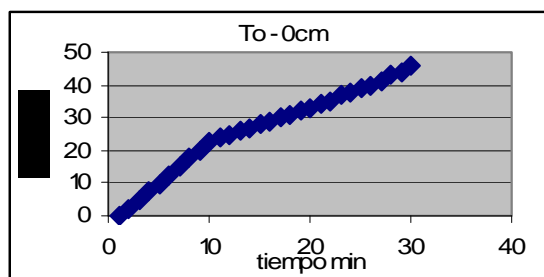
En nuestros resultados los valores de infiltración media obtenida para  $T_0$  y  $T_1$  se muestran más lógicamente elevados para las pruebas realizadas a tensión cero. Los valores de infiltración media son prácticamente el doble si comparamos el momento inicial antes del laboreo que tras la reparación del suelo para la siembra. No obstante los valores de infiltración total en una hora no muestran diferencias entre  $T_0$  y  $T_1$  para la tensión cero.



**Figura 3.17. Infiltración acumulada para  $T_0$  en las parcelas de estudio para la tensión  $-10$  cm.**



**Figura 3.18. Infiltración acumulada para To en las parcelas de estudio para la tensión -5 cm.**



**Figura 3.19. Infiltración acumulada para To en las parcelas de estudio para la tensión 0 cm.**

**Tabla 3.18. Resultados de la infiltración para To y T1 en las parcelas de estudio para las tres tensiones de trabajo.**

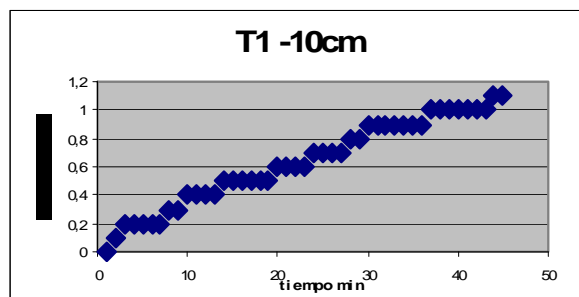
To	Inf med mm/h	Inf total hora	Inf promedia inst mm/ min
-10cm	0.80	48.27	0.91
-5cm	1.22	72,80	0,89
-0cm	26.43	52.87	0.85
T1	Inf med mm/h	Inf total hora	Inf promedia inst mm/ min



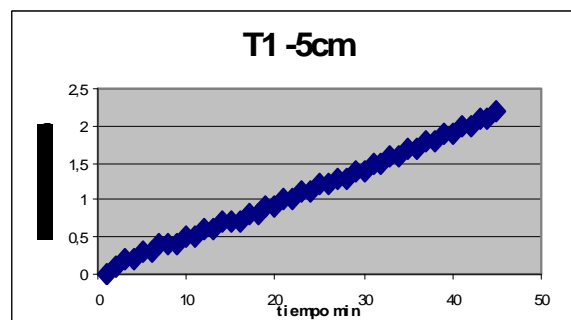
-10cm	0,64	24,30	0,91
-5cm	1.10	43,50	0,90
-0cm	34,71	138.83	0.70

Para el tiempo  $T_0$  la infiltración media sigue una pauta progresiva en función de la tensión del experimento. Los valores más elevados se producen para la tensión cero y los mas bajos para la tensión -10 cm.

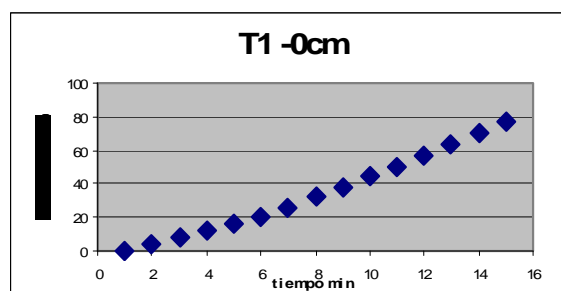
Las diferencias tan considerables entre la tensión cero y las otras dos tensiones, y esto ocurre en ambos momentos del cultivo, se deben a la abundancia de macroporos en ambos casos.



**Figura 3.21. Infiltración acumulada para T1 en las parcelas de estudio para la tensión -10 cm.**



**Figura 3.21. Infiltración acumulada para T1 en las parcelas de estudio para la tensión -5 cm.**



**Figura 3.22. Infiltración acumulada para T1 en las parcelas de estudio para la tensión 0 cm.**

**Tabla 3.23 Relación entre los resultados de la infiltración de To frente a T1.**

Infiltración Instantánea mm/min	Infiltración total hora	Infiltración promedia instantánea mm/min
1,25	1,98	1
1,10	1,67	0,98
0,77	0,38	1,21

observamos que los valores de Infiltración instantánea promedia expresada en mm/min son superiores para To frente a T1 a las tensiones de -10 y -5 cm. Para el tiempo To de cultivo esto también ocurre para la infiltración total hora y la infiltración instantánea expresada en mm/ minuto, aunque en este último caso los valores de la tensión correspondiente a -5 cm desciende ligeramente su valor para el tiempo To frente a T1.

Las relaciones inferiores a la unidad se obtienen para la tensión 0 cm comparando ambos momentos. Es en este caso cuando los valores mas elevados se obtienen para el momento T1. Pues, aunque los valores instantáneos es mas elevada la infiltración en T1, en los valores promedios todavía se mantienen con valores mayores para To.

Los valores de infiltración para T2 no se han podido obtener dado que en el tiempo de cosecha sucedieron numerosas lluvias, las cuales impidieron la realización de la prueba por encontrarse el suelo saturado.

Los resultados obtenidos en To y T1 nos indican que los valores mayores de infiltración para las tensiones de -10 y -5 cm se obtienen en el suelo antes de cualquier tratamiento, lo que demuestra que a pesar de favorecer la aireación de la tierra para facilitar la siembra, lo que debía traducirse en una mayor infiltración, esto no ocurre así debido a que al poco tiempo del subsolado el suelo se compacta, debido al hecho de haber perdido su estructura original y destruido las fuerzas de unión de las partículas del suelo.

Estos resultados se relacionan con la porosidad total que resultó levemente mayor en To que en T1 y que la diferencia básicamente se debe a la mayor proporción de macroporos. Esta diferencia en la porosidad se refleja en la densidad aparente del suelo en cada sistema de labranza, presentando el sistema de To una menor densidad aparente que el de T1. Las condiciones del sistema poroso se reflejan en el contenido hídrico que se presentó en ambos casos, resultando que a mayor porosidad se registró mayor contenido de humedad y mayor infiltración.

### **3.1.6.1 INFILTRACION CON SIMULADORES DE LLUVIA**

Los simuladores de lluvia son usados desde hace tiempo en investigaciones sobre erosión y escurrimiento, en campo y en laboratorio (Bryan & Ploey, 1983). Pla Sentis (1981) expresa que los simuladores de lluvia permiten realizar estudios sobre las interacciones suelo-lluvia, tanto a campo como en laboratorio.

Según Slatter & Bryan (1992), los dispositivos que aplican agua en forma de gotas, son instrumentos válidos para observar el efecto de las lluvias siendo extremos de la escala el comportamiento de la infiltración de un suelo no trabajado y uno sometido a laboreo intenso.

La Tabla 3.21 muestra los valores de la velocidad de infiltración en el tiempo medidos en diferentes ensayos realizados en el campo en los tiempos To, T1 y

T2. Este comportamiento puede subdividirse, para intensidades menores a  $60 \text{ mm h}^{-1}$ , en tres segmentos diferenciados en el tiempo: una primera etapa en donde la velocidad de infiltración permanece constante, una segunda etapa en donde los valores caen rápidamente y una tercera etapa de estabilización final de las medidas.

**Tabla 3.20 Valores de infiltración obtenidos con el simulador de lluvia de campo**

	Infiltración final
<b>T0</b>	<b><math>9 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}</math></b>
<b>T1</b>	<b><math>12 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}</math></b>
<b>T2</b>	<b><math>16 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}</math></b>

Diferentes autores observaron en todas las combinaciones residuo/labranza, que la infiltración de agua sobre el suelo seco tenían un patrón con una tasa inicial constante muy larga, seguido por una rápida declinación para llegar, en la mayoría de los casos, a una tasa de infiltración baja y casi constante. En coincidencia con otros autores, estos investigadores notaron la importancia de esa "infiltración inicial" en la recarga del perfil, determinando que una gran proporción de la infiltración de agua ocurre antes de que se inicie el escurrimiento.

Los valores obtenidos de infiltración final (T2) para las parcelas fueron  $16 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}$ . Cuando el perfil está en condiciones de más compactación  $9 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}$  (T0) y  $12 \pm 3 \text{ mm h}^{-1}$  (T1) cuando el suelo está preparado para la siembra.

Estos valores son similares en cuanto al orden de magnitud a los determinados por Marelli y Arce (1995) quienes, utilizando simulador de lluvia, obtuvieron para suelos con siembra directa continua durante 6 años valores de infiltración final de alrededor de  $18 \text{ mm h}^{-1}$ .

Los valores de infiltración final obtenidos en las parcelas con adición de materia orgánica en este agrosistema fueron del orden de  $30 \text{ mm h}^{-1}$  siendo significativamente mayores al resto de suelos.

Las diferencias en los valores de infiltración final con respecto al resto se explican por el contenido significativamente mayor de materia orgánica en las parcelas (Tabla x), lo que redundaba en una mejor y más estable estructura. Por otra parte, los menores valores de índice de agregación (Tabla 1) de los sitios P1 y P6 se deben a manejos que provocan el descenso de los contenidos húmicos y disminuyen el equilibrio entre macro y microporos, llevando a una pulverización de los materiales por desagregación (Pilatti *et al.*,1988). Este comportamiento también está relacionado con los valores de densidad aparente los cuales tienen relación con la porosidad total, y la estabilidad de los agregados cuyo estallido durante el humedecimiento (Moore, 1981), produce un taponamiento de los poros superficiales que provoca una disminución más rápida de la velocidad de infiltración.

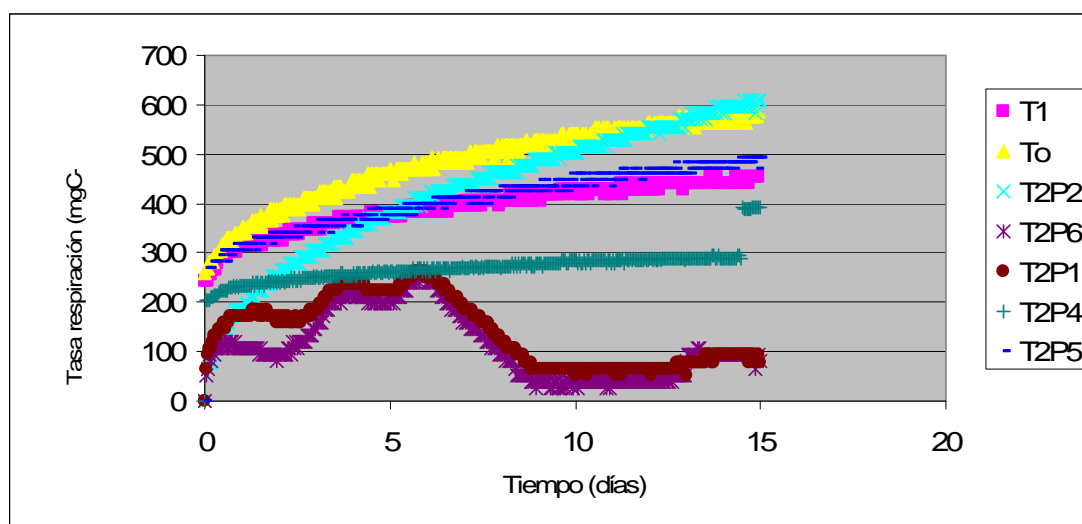
En las simulaciones de lluvia los resultados pueden indicar el grado de compactación de los dos tiempos  $T_0$  y  $T_1$  (inicial y final), lo que estaría relacionado con una menor porosidad del suelo de las parcelas.

Otro de los parámetros útiles que se pueden obtener mediante la simulación de lluvia es la susceptibilidad del suelo a ser movilizado por el agua de escorrentía. Podemos medirla por la concentración de sedimento (gramos de suelo por litro de escorrentía). Para los suelos de las parcelas P2, P3, P4 y P5 en el tiempo  $T_2$  la concentración de sedimentos en el agua de escorrentía varía entre 9 y 12 g/l y en los suelos de las parcelas P1 y P6 en el tiempo  $T_2$  los valores de escorrentía son de 13 y 16 g/l en estos suelos. Por tanto, el manejo con tratamiento orgánico hace al suelo menos susceptible a este tipo de proceso de degradación.

La velocidad final de infiltración del agua en el suelo, estimada con simulador de lluvia, se comportó como indicador de calidad de suelo válido para detectar diferencias significativas en las propiedades físicas y químicas de horizonte superficial del suelo.

### **3.1.6.2 EVOLUCIÓN ACUMULADA DE C-CO<sub>2</sub> DURANTE LA INCUBACIÓN DE LAS MUESTRAS DE SUELO.**

La labranza realizada en los sistemas más intensivos sugiere un efecto negativo para el crecimiento y actividad microbiana, situación que ha sido indicada por numerosos autores (Schnürer et al., 1985; Follet y Schimel, 1989). Similar a la bibliografía consultada (Campbell et al., 1991, 1992; Elliot et al., 1994), donde el C-CO<sub>2</sub> mineralizado presentó en nuestras parcelas una relación frente a los diferentes tratamientos los cuales influyeron sobre la actividad microbiana medida como C-CO<sub>2</sub>, presentando una relación con el contenido en Carbono orgánico. La mayor diferencia en C-CO<sub>2</sub> se produjo entre las parcelas P1 y P6 con el resto de parcelas, siendo inferior en estos dos casos frente al resto, el C-CO<sub>2</sub> (acumulado a 15 días) muestra una diferencia de estas dos parcelas con el resto.



**Figura 3.23 Evolución acumulada de C-CO<sub>2</sub> durante incubación en condiciones controladas (0-15 días) de muestras superficiales (0-10 cm) tamizadas de los suelos de las diferentes parcelas bajo distinto manejo agronómico.**

Los resultados de C-CO<sub>2</sub> mineralizado indican que el valor más alto se obtiene transcurridos 15 días de incubación en la totalidad de las parcelas excepto en la P1 y P6 donde el máximo se produce a los 7 días de iniciada la prueba. En general, al examinar la evolución diaria del C-CO<sub>2</sub> mineralizado para las diferente parcelas se observó que las mayores cantidades y diferencias entre

las parcelas se produjeron transcurridos los primeros 10 días. Las cantidades determinadas fueron entre 300 y 600 mg g C-CO<sub>2</sub> d<sup>-1</sup> para las parcelas P2 a P5, mientras que la P1 y P6 presentaron un máximo de 280 mg g C-CO<sub>2</sub> d<sup>-1</sup>. El C-CO<sub>2</sub> mineralizado durante los primeros 10 días de incubación tendría su origen en el componente activo de la MO, e indicaría una acumulación variable de carbono orgánico lábil que resulta de las diferentes prácticas de manejo (Dinwoodie y Juma, 1988). Se destacan los mayores valores de C-CO<sub>2</sub> mineralizado en las parcelas que comparativamente presentan la mayor adición de restos orgánicos

Lo cual puede sugerir un incremento potencial en la disponibilidad de C y energía para los heterótrofos del suelo (Elliot et al., 1994). Tal disponibilidad sería consecuencia de un suministro constante y abundante de sustratos orgánicos, lo cual favorecería la actividad de los microorganismos. Para el caso de las rotaciones que se realizan en la parcela el cultivo de espinaca suministra menores cantidades de residuos al suelo en comparación a otros cultivos.

### 3.1.7 POBLACIONES DE MICROARTRÓPODOS

**Tabla 3.21 Número total de poblaciones de microartrópodos en las muestras estudiadas.**

Muestra	Poblaciones microartrópodos
	<b>Nºindividuos/100g de suelo</b>
<b>To</b>	6
<b>T1</b>	3
<b>P1T2</b>	1
<b>P2T2</b>	3
<b>P3T2</b>	5
<b>P4T2</b>	3
<b>P5T2</b>	4

<b>P6T2</b>	2
-------------	---

En el momento inicial es en el que aparece mayor número de individuos, descendiendo para el T1 y volviendo a aumentar en el tiempo T2 pero tan sólo en las parcelas adicionadas de materia orgánica con abono convencional o sólo materia orgánica.



#### 4. CONCLUSIONES

En el estudio de la evolución de las parcelas dedicadas a cultivos hortícolas en la etapa de cultivo de espinacas, los resultados obtenidos respecto a las características físicas, químicas y biológicas de suelos se han obtenido las siguientes conclusiones:

El contenido de materia orgánica se relaciona con los valores de densidad aparente y compactación en estas parcelas. La mayor parte de la materia orgánica de los suelos esta en forma de ácidos húmicos indicando esta proporción un dinamismo de nutrientes favorable para los cultivos.

Materia orgánica oxidable, carbono total, así como la identificación de las fracciones orgánicas por espectroscopia infrarroja y microspia electrónica.

Los tratamientos realizados y las enmiendas en las diferentes parcelas afectan a la estabilidad de los agregados del suelo, observándose una mayor estabilidad en los suelos que recibieron aportes de materia orgánica.

Igualmente los tratamientos afectan a los contenidos de materia orgánica, los valores más bajos de este parámetro se obtienen en las parcelas con tratamiento convencional, mientras que los valores medios más altos corresponden a las parcelas con tratamiento orgánico y con tratamiento orgánico e inorgánico.

El hecho de encontrar diferencias del contenido de materia orgánica entre tratamientos, sugiere mecanismos distintos de estabilización de la materia orgánica en los suelos. En las parcelas con tratamiento convencional se obtiene una mayor polimerización de la fracción orgánica dado que en estos suelos la transformación de las fracciones orgánicas resulta más sencilla.

En cuanto a los índices utilizados para la valoración se observa que el grado de humificación muestra una tendencia a aumentar tras el tratamiento orgánico.

El índice de estabilidad estructural indica la mejora de la estabilidad cuando se adiciona el tratamiento orgánico posiblemente debido a una mayor estabilización de las sustancias húmicas.

Considerando la experiencia con variedades y tratamientos en las hojas de espinacas, así como la posición en la parcela, se observa que, los valores de carbono se muestran especialmente elevados en las parcelas tratadas con una fertilización convencional y del tipo RS 1301 y localizadas en posición de cabecera y medio. La variedad de tipo Falcon es la que presenta valores más bajos de carbono total, independiente de la posición pie, medio y cabecera. Las parcelas con tratamiento orgánico no presentan grandes diferencias entre ellas, pero en este caso, se observa el efecto de localización encontrándose en cabecera los valores más bajos.

La respuesta a la infiltración utilizando un simulador de lluvia de campo indica diferencias en cuanto a los valores de infiltración siendo superiores en el tiempo T1. La fuerte compactación en el tiempo T0 produce una disminución de la infiltración, al igual que en el tiempo final T2 donde de nuevo aumenta la compactación.

Respecto a la actividad biológica utilizando la abundancia de micro artrópodos y el test de respirometría como indicadores, ambos hacen referencia a la mejora de estas propiedades con la adición de aportes orgánicos.

En general podemos indicar la existencia de un gradiente de actividad biológica, materia orgánica, estabilidad estructural y tasa de infiltración obtenidos en los distintos momentos del cultivo y diversas parcelas, el cual apunta a un efecto de mejora de las propiedades físicas, químicas y biológicas tras la adición de enmiendas orgánicas al suelo.

## 5. BIBLIOGRAFÍA

Adams, J.E., Kirham, D., Nielsen, D.R. 1957. A portable rainfall-simulator infiltrometer and physical measurements of soil in place. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.*, 21, 473-477

Aleksandrova, L.N. 1960, Utilización del pirofosfato sódico para extraer sustancias húmicas libres y sus compuestos orgánico minerales, *Pochvovedennie*, num.2

Aguilera, M. 1990, Materia orgánica en suelos volcánicos de Chile. Estudio de sus principales características físico-químicas. 174 p. Tesis de Magíster en Química. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas, Santiago, Chile.

Anderson, J.P. 1982, Soil respiration. p. 831-871. Number 9. *In* A.L. Page, R.H. Miller and D.R. Keeney (eds.) *Methods of soil analysis, Part 2. Chemical and microbiological properties*. 2nd ed. Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin, USA.

Ballesteros, g., Bendeck, m., Camero, m.f., 1990, "variación de parámetros fisicoquímicos durante un proceso de compostaje". *revista colombiana de química*. volumen 28, nº1.

Beiderbecke, V.O., C.A. Campbell, Zentner, R.P.. 1984, Effect of crop rotation and fertilization on some biological properties of a loam in Southwestern Saskatchewan. *Can. J. Soil Sci.* 64:355-367.

Biederbeck, V.O., H.H. Janzen, C.A. Campbell, and R.P. Zentner. 1994, Labile soil organic matter as influenced by cropping practices in an arid environment. *Soil. Biol. Biochem.* 26:1647-1656.

Borie, G., S.M. Aguilera, P. Peirano, y M. Caiozzi. 1995. "Pool" lábil de carbono en suelos volcánicos chilenos. *Agricultura Técnica (Chile)* 55:262-266.

Bragato, G., and F. Primavera. 1998. Manuring and soil type influence on spatial variation of soil organic matter properties. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 62:1313-1319.

Chefetz, b.; Hatcher, p.g., y Hadar, y Chen, y. 1996, "chemical and biological characterization of organic matter during composting of municipal solid waste". *j. environ. qual.* 25:776-785.

Climent, m. d., Abad, m., Aragón, p., 1996, "el compost de residuos sólidos urbanos (R.S.U), sus características y aprovechamiento en agricultura". diputació de valencia- universitat politécnica de valencia. isbn 84-89032-05-x.

Campbell, C.A., V.O. Biederbeck, R.P. Zentner, and G.P. Lafond. 1991. Effect of crop rotations and cultural practices on soil organic matter, microbial biomass and respiration in a thin Black Chernozem. *Can. J. Soil Sci.* 71:363-376.

Campbell, C.A., S.A. Brandt, V.O. Biederbeck, R.P. Zentner, and M. Schnitzer. 1992. Effect of crop rotations and rotation phase on characteristics of soil organic matter in a Dark Brown Chernozemic soil. *Can. J. Soil Sci.* 72:403-416.

Carrasco, P. 1998. Descripciones de suelos VIII Región. 80 p. Universidad de Concepción, Facultad de Agronomía, Departamento de Suelos, Chillán, Chile.

Carter, M.R., and D.A. Rennie. 1982. Changes in soil quality under zero tillage farming systems: distribution of microbial biomass and mineralizable C and N potentials. *Can. J. Soil Sci.* 62:587-597.

Comisión de Normalización y Acreditación (CNA). 1998. Manual de técnicas y procedimientos para el análisis de suelos y tejidos vegetales. Sociedad Chilena de la Ciencia del Suelo. Santiago, Chile.

Collins, H.P., P.E. Rasmussen, and C.L. Douglas. 1992. Crop rotation and residue management effects on soil carbon and microbial dynamics. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 56:783-788.

Dalal, R.C., y R.J. Mayer. 1986. Long term trends in fertility of soils under continuous cultivation and cereal cropping in Southern Queensland. Aust. J. Soil Res. 24:301-309.

Dinwoodie, G.D., y N.G. Juma. 1988. Allocation and microbial utilization of C in two soils cropped to barley. Can. J. Soil Sci. 68:495-505.

Doran, J.W. 1980. Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. Soil Sci. Soc. Am. J. 44:765-771

ELLERBROCK, R.H., GERKE, H.H., BACHMANN, J., GOEBEL, M.O. 2005. Composition of organic matter fractions for explaining wettability of three forest soils. Soil Sci. Soc. Am. J. 69: 57-66.

El-Haris, M.K., V.L. Cochran, L.F. Elliot, y D.F. Bezdicek. 1983. Effect of tillage, cropping, and fertilizer management on soil nitrogen mineralization potential. Soil Sci. Soc. Am. J. 47:1157-1161.

Elliot, E.T., I.C Burke, C.A. Monz, y S.D. Frey. 1994. Terrestrial carbon pools: preliminary data from the Corn Belt and Great Plains regions. p.179-191. *In* J.W. Doran, D.C. Coleman, D.F. Bezdicek, y B.A. Stewart (eds.) Defining soil quality for a sustainable environment. Special Publication Number 35, Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin, USA.

FLEMING, I., WILLIAMS, D.H. 1974. Métodos espectroscópicos en Química Orgánica. Urmo, S.A. Bilbao. Pág..48-82.

Follet, R.F., y D.S. Schimel. 1989. Effects of tillage practices on microbial biomass dynamics. Soil Sci. Soc. Am. J. 53:1091-1096

GIMENO, J.V ,1990. Análisis por microscopia electrónica. Departamento de química analítica. Universidad de valencia.

Gupta, V.V.S.R., P.R. Grace, y M.M. Roper. 1994. Carbon and nitrogen mineralization as influenced by long term soil and crop residue management systems in Australia. p. 193-200. *In* J.W. Doran, D.C. Coleman, D.F. Bezdicek, y A. Stewart (eds.). Defining soil quality for a sustainable environment. Special

Publication Number 35, Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin, USA.

Janzen, H.H, 1987. Soil organic matter characteristics after long-term cropping to various spring wheat rotations. *Can. J. Soil Sci.* 67:845-856.

Johansson, G, 1994. Production and turnover of roots and root derived organic C. Ph. D. Thesis. Swedish University of Agricultural Sciences, Department of Soil Science, Uppsala, Sweden.

Kononova, M, 1982 . *Materia orgánica del suelo*. Ediciones Oikos-Tau. 365 pp.

Lobkov, V.T, 1999. Biodiversity in agroecosystems as a factor optimizing the biological activity of soil. *Eurasian Soil Science* 32:664-668.

Longeri, L., J. Etchevers, y J. Venegas. 1979. Metodología de perfusión para estudios de nitrificación en suelos. *Ciencia e Investigación Agraria (Chile)* 6:295-299.

Nanzyo, M., R. Dahlgren, and S. Shoji. 1993. Chemical characteristics of volcanic ash soils. p. 145-187. *In* S. Shoji, M. Nanzyo and R. Dahlgren (eds.) *Volcanic ash soils: genesis, properties and utilization*. Elsevier, Amsterdam, The Netherland.

MAPA (1986). *Métodos oficiales de análisis de suelos*, III. Madrid. 166 p.

Montero, M<sup>a</sup> J.; Marcet, P.; Andrade, M<sup>a</sup> L. Y Estévez, J. (2000). "Efecto de la adición de lodo residual urbano sobre la mineralización del nitrógeno, pH, y contenidos de P y materia orgánica en suelo a lo largo de un periodo de incubación". *Boletín de la Sociedad Española de la Ciencia del Suelo* (Nº2.). pp. 77-83.

Mooran, K.K., SIX, J., Horwath, W.R., Van Kessen, C. 2005. Role of mineral-nitrogen in residue decomposition and stable soil organic matter formation. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 69: 1730-1736.

Oades, J.M., 1984. Soil organic matter and structural stability: Mechanisms and implications for management. *Plant & Soil* 76: 319-337.

Imeson, A.C., Vis, M. 1984. Assessing soil aggregate stability by water-drop impact and ultrasonic dispersion. *Geoderma* 34: 185-200.

Omay, A.B., C.W. Rice, L.D. Maddux, y W.B. Gordon. 1997. Changes in soil microbial and chemical properties under long-term crop rotation and fertilization. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61:1672-1678

PUJOLA, M., 1989, "Els fangs de depuradora com adobs : efectes sobre la fracció orgànica del sols". Tesis doctoral universitat Autònoma de Barcelona.

Robarge, W.P., A. Edwards and B. Johnson. 1983. Water and waste water analysis for nitrate via nitration of salicylic acid. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 14:1207-1215.

Sánchez, M.; Marañón; Soriano, M.; Delgado, G; y Delgado, R. (2002): Soil Quality in Mediterranean Environments: Effects of Land Use Change. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 66:948-958.

Smiths, M.S., Rice, C.W., Paul, E.A. 1989. Metabolism of labelled organic nitrogen in soil: Regulation by inorganic nitrogen. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 53: 768-773.

Soliva, M. (2000). "Aplicación de los lodos resultantes de la depuración de aguas residuales urbanas a la agricultura

Soriano Soto, M<sup>a</sup> D; Pons Martí, V. (2001). Prácticas de edafología y climatología. Editorial de la Universidad Politécnica de Valencia. 140 pp.

Saffigna, P.G., D.S. Powlson, P.C. Brookes, y G.A. Thomas. 1989. Influence of sorghum residues and tillage on soil organic matter and soil microbial biomass in an Australian vertisol. *Soil Biol. Biochem.* 21:759-765.

Schnitzer, M., y S.U. Khan. 1978. *Soil organic matter*. 319 p. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands.

Schnürer, J., M. Clarholm, y T. Rosswall. 1985. Microbial biomass and activity in an agricultural soil with different organic matter contents. *Soil Biol. Biochem.* 17:611-618.

Sierra, C., y J. Rodríguez. 1986. Efecto del manejo del suelo en el suministro de N. *Ciencia e Investigación Agraria (Chile)* 13:229-237.

Stevenson, F.J., y M.A. Cole. 1999. *Cycles of soil*. p. 427. 2<sup>nd</sup> ed. John Wiley & Sons, New York, USA.

Spaccini, R., Piccolo, A., Conte, P., Haberhauer, G., Gerzabek, M.H. 2002. Increased soil organic carbon sequestration through hydrophobic protection by humic substances. *Soil Biol. Biochem.* 34: 1839-1851.

Tate, R.L. 1987. *Soil organic matter: Biological and ecological effects*. 291 p. John Wiley & Sons, New York, USA.

Uranga, J., 1985. "El compostaje". Ed. Biolur Monográficos. Barcelona.



**CAPÍTULO I- INTRODUCCIÓN**

1.1 SITUACIÓN DE LA FINCA.....3  
1.2. SITUACION DEL ÁREA DE ESTUDIO.....9  
1.3. ÁREA DE ESTUDIO.....4  
1.4 FINCA DEL PUNTAL.....5  
1.5 MAPA DE ALTITUDES.....6  
1.6. UTILIZACIÓN O USO DEL SUELO EN LA ZONA DE ESTUDIO ESCALA  
1:5.000.....10

**CAPÍTULO II- MATERIAL Y MÉTODOS**

2.1 DISTRIBUCIÓN DE VARIEDADES.....12  
2.2 ESQUEMA DE AGRUPACIÓN REALIZADA EN LA PARCELA.....13  
2.3 TIEMPO T0.....14  
2.4 TIEMPO T1.....14  
2.5 TIEMPO T2.....14  
2.6 DISTRIBUCION DE VARIEDADES EN LA PARCELA DE ESTUDIOS...15  
2.7 GRADA DE DISCOS.....16  
2.8 FRESADORA.....16  
2.9 CONFORMADOR.....16  
2.10. BARRAS PULVERIZADORAS.....17  
2.11. SEMBRADORA.....18  
2.12 RECOLECCION DE ESPINACAS.....19  
2.13 RECOGIDA DE CAJAS DE CAMPO .....19  
2.14. TOMA DE MUESTRAS PARA ANÁLISIS FOLIAR.....19  
2.15. REMOLQUE.....19  
2.16. VALORACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA EN EL MÉTODO DE  
WALKEY Y BLACK.....28

2.17. AGITADOR.....	30
2.18. EXTRACCIÓN DE LAS FRACCIONES ORGÁNICAS.....	30
2.19. INFRARROJOS.....	33
2.20. ESPECTROS DE INFRARROJOS.....	35
2.21. PASTILLAS (MUESTRAS PRESIONADAS CON KBR).....	37
2.22. MATERIALES Y HERRAMIENTAS PARA LA FABRICACIÓN DE MUESTRAS. ....	38
2.23. ESPECTROFOTÓMETRO DE IR .....	39
2.24. REPRESENTACIÓN ESQUEMÁTICA DE LA INTERACCIÓN ENTRE EL HAZ ELECTRÓNICO Y LA MUESTRA .....	40
2.25. PRINCIPALES PARTES QUE FORMAN UN MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO .....	41
2.26. EJEMPLOS DE MUESTRAS REALIZADAS CON EL SISTEMA DE MICROANÁLISIS DE RAYOS X .....	43
2.27. RESULTADO FINAL EN LA PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS PARA SU OBSERVACIÓN EN EL MICROSCOPIO .....	44
2.28. ION SPUTTERING BIO-RAD SC500 PARA EL RECUBRIMIENTO DE LAS MUESTRAS CON CARBONO EN ATMÓSFERA DE ARGÓN. ....	44
2.29. MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO HITACHI MOD. S-4100 CON CAÑÓN DE EMISIÓN DE CAMPO, DETECTOR BSE AUTRATA, SISTEMA DE CAPTACIÓN DE IMÁGENES EMIP3.0, Y SISTEMA DE MICROANÁLISIS RONTEC .....	45
2.30. EMBUDO DE BERLESSE. ....	46
2.31. ESQUEMA DEL EMBUDO BERLESSE UTILIZADO EN LABORATORIO PARA LA EXTRACCIÓN DE MICROARTRÓPODOS.....	47
2.32. FOTOGRAFÍA DE LA LUPA BINOCULAR .....	48
2.33. MUESTRAS INTRODUCIDAS EN LA MEMBRANA DE RICHARDS....	49
2.34. MUESTRA DE ESCORRENTÍA. ....	50

2.35. VASO DE PRECIPITADO. ....	50
2.36. MUESTRA DE INFILTRACIÓN. ....	51
2.37. MUESTRA DE INFILTRACIÓN. ....	51
2.38. VISTA COMPLETA DEL INFILTRÓMETRO DE DISCO UTILIZADO EN EL TRABAJO. ....	52
2.39. FOTOGRAFÍA DE INSTRUMENTO O APARATO PARA DETERMINAR LA ESTABILIDAD ESTRUCTURAL DE LOS AGREGADOS.....	59
2.40. ESQUEMA DE LA DEGRADACIÓN DE LA GLUCOSA.....	60
2.41. RESPIRÓMETROS DE 1,5 LITROS DE VOLUMEN.....	62
2.42. RESPIRÓMETROS DE 1 LITRO DE VOLUMEN.....	63
2.43. SIMULADOR DE LLUVIA ELEMENTOS Y CARACTERÍSTICAS.....	67
2.44 EJEMPLO DE ESCORRENTÍA REAL Y AJUSTE DE LA ECUACIÓN DE HORTON.....	82

### **CAPÍTULO III- RESULTADOS Y DISCUSIONES**

3.1. PORCENTAJES DE MATERIA ORGANICA DE LAS FRACCIONES ORGANICAS EN LOS SUELOS DEL MUESTREO T2 CORRESPONDIENTE AL TIEMPO DE COSECHA EN LAS PARCELAS.....	74
3.2. ÍNDICES DE POLIMERIZACIÓN PARA LAS MUESTRAS EN EL TIEMPO T2. ....	75
3.3. ÍNDICES DE HUMIFICACIÓN PARA LAS MUESTRAS EN EL MUESTREO T2. ....	76
3.4. ÍNDICES DE ESTABILIDAD ESTRUCTURAL PARA LAS MUESTRAS EN EL TIEMPO T2 ....	77
3.5. VALORES INICIALES DE N TOTAL FRENTE AL CONTENIDO DE CARBONO. ....	78

3.6. VALORES FINALES DE N TOTAL FRENTE AL CONTENIDO DE CARBONO EN EL SUELO DE LAS PARCELAS. ....	78
3.7. ESPECTROS DE IR DE LA MUESTRA CONTROL TO Y LA MUESTRA TRAS LA PREPARACIÓN ANTES DE PLANTAR LA ESPINACA T1 PARA LA FRACCIÓN ÁCIDOS FÚLVICOS. ....	83
3.8. ESPECTROS DE IR DE LA MUESTRA CONTROL TO Y LA MUESTRA TRAS LA PREPARACIÓN ANTES DE PLANTAR LA ESPINACA T1 PARA LA FRACCIÓN ÁCIDOS HÚMICOS. ....	84
3.9. ESPECTROS DE IR DE LA MUESTRA CONTROL TO Y LA MUESTRA T1 TRAS LA PREPARACIÓN ANTES DE PLANTAR LA ESPINACA T1 PARA LA FRACCIÓN HUMINA ....	85
3.10: ESPECTROS DE IR CORRESPONDIENTES A LA FRACCIÓN HUMINA CORRESPONDIENTES A LAS PARCELAS P1 A P6 DEL SUELO EN EL TIEMPO FINAL T2 TRAS LOS DIFERENTES TRATAMIENTOS. ....	86
3.11. MODELO ESTRUCTURAL DE LOS ÁCIDOS HÚMICOS.....	87
3.12. FOTOGRAFÍAS OBTENIDAS EN EL MEB DE LOS EXTRACTOS DE LOS ÁCIDOS HÚMICOS. ....	89
3.13. MODELO ESTRUCTURAL DE LOS ÁCIDOS FÚLVICOS.....	90
3.14. FOTOGRAFÍAS OBTENIDAS EN EL MEB DE LOS EXTRACTOS DE LOS ÁCIDOS FÚLVICOS.....	92
3.15. FOTOGRAFÍAS OBTENIDAS EN EL MEB DE LOS EXTRACTOS DE LA FRACCIÓN HUMINA. ....	95
3.16. TEST DE ESTABILIDAD DE LA ESTRUCTURA EN LOS MUESTREOS TO Y T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO ....	103
3.17. TEST DE ESTABILIDAD DE LA ESTRUCTURA PARA TO Y T1 Y EN T2 PARA LAS PARCELAS DE P1 A P6 DE ESTUDIO ....	104
3.18. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA TO EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN -10 CM. ....	106

3.19. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA T0 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN -5 CM .....	106
3.20. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA T0 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN 0 CM. ....	106
3.21. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN -10 CM .....	107
3.22. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN -5 CM. ....	108
3.23. INFILTRACIÓN ACUMULADA PARA T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LA TENSIÓN 0 CM. ....	108
3.24 EVOLUCIÓN ACUMULADA DE C-CO <sub>2</sub> DURANTE INCUBACIÓN EN CONDICIONES CONTROLADAS (0-15 DÍAS) DE MUESTRAS SUPERFICIALES (0-10 CM) TAMIZADAS DE LOS SUELOS DE LAS DIFERENTES PARCELAS BAJO DISTINTO MANEJO AGRONÓMICO.....	113

## **CAPÍTULO I- INTRODUCCIÓN**

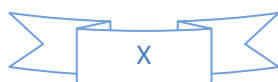
1.1 .RESUMEN DE DATOS CLIMÁTICOS DE LA ESTACIÓN DE VILLENA.....	8
1.2 .CLASIFICACIÓN CLIMÁTICA DE THORTHWAITE DE LA ESTACIÓN DE VILLENA.....	9

## **CAPÍTULO II- MATERIAL Y MÉTODOS**

2.1. PARCELAS Y PUNTOS DE MUESTREO EN LOS SUELOS ESTUDIADOS. ....	14
2.2 PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS DE LAS VARIEDADES EMPLEADAS EN EL PRESENTE ESTUDIO.....	19
2.3. CLAVE DE DIAGNÓSTICO DE LA COMPOSICIÓN HÚMICA DE LOS SUELOS.....	31
2.4. TIPO DE RADIACIÓN.....	33
2.5. BANDAS INFRARROJAS.....	34
2.6. VALORES DE A PARA EL CÁLCULO DE LA CONDUCTIVIDAD HIDRÁULICA EN CADA TENSIÓN.....	55

## **CAPÍTULO III- RESULTADOS Y DISCUSIONES**

3.1. CONTENIDO DE ARCILLA, CARBONATOS TOTALES, MATERIA ORGÁNICA Y NITRÓGENO TOTAL EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO.....	69
3.2. CONTENIDO DE HUMEDAD, DENSIDAD, CONDUCTIVIDAD HIDRÁULICA Y AGUA DISPONIBLE EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO....	70
3.3. TRATAMIENTO REALIZADO EN LAS PARCELAS DE SUELO.....	71



3.4. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS Y QUÍMICAS INICIALES DEL SUELO DESDE INICIO AL MOMENTO ANTES DE LA COSECHA.....	72
3.5. CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA, MATERIA ORGÁNICA Y FRACCIONES ORGÁNICAS EN EL MOMENTO DE LA COSECHA EN LAS PARCELAS .....	73
3.6. CONTENIDO DE HUMEDAD, CARBONO TOTAL, NITRÓGENO TOTAL Y MINERAL EN EL SUELO DE LAS DIFERENTES PARCELAS EN EL MOMENTO DE LA COSECHA .....	79
3.7. CONTENIDO DE HUMEDAD, CARBONO TOTAL, NITRÓGENO TOTAL Y MINERAL EN LAS HOJAS DE LAS DIFERENTES PARCELAS EN EL MOMENTO DE LA COSECHA. ....	80
3.8. CONTENIDO DE HUMEDAD, NITRÓGENO TOTAL Y MINERAL EN EL SUELO DE LAS DIFERENTES PARCELAS EN EL MOMENTO DE LA COSECHA .....	81
3.9. VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANALISIS DE LA FRACCION ORGANICA ACIDO HUMICOS DEL SUELO EN LOS DIFERENTES TIEMPOS DE MUESTREO .....	96
3.10 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA ÁCIDOS HÚMICOS DEL SUELO DE LAS PARCELAS P1 A P6 EN EL TIEMPO T2.....	97
3.11 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA ÁCIDOS FÚLVICOS DEL SUELO EN LOS TIEMPOS T0 Y T1 DE MUESTREO .....	97
3.12 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA ÁCIDOS FÚLVICOS DEL SUELO DE LAS PARCELAS P1 A P6 EN EL TIEMPO T2.....	98
3.13 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA HUMINA DEL SUELO EN LOS TIEMPOS T0 Y T1 DE MUESTREO .....	99
3.14 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA HUMINA DE LAS PARCELAS P1 A P6 EN EL TIEMPO T2.....	100

3.15 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA ÁCIDOS HÚMICOS DEL SUELO EN LOS DIFERENTES TIEMPOS DE MUESTREO. PROPORCIONES OBTENIDAS MEDIANTE MICROSCOPIA ELECTRÓNICA/RX .....	101
3.16 VALORES DE LOS ELEMENTOS OBTENIDOS MEDIANTE EL ANÁLISIS DE LA FRACCIÓN ORGÁNICA ÁCIDOS HÚMICOS DEL SUELO EN EL TIEMPO T2. PROPORCIONES OBTENIDAS MEDIANTE MICROSCOPIA ELECTRÓNICA/RX .....	102
3.17. VALORES DE LAS MEDIANAS EN EL TEST DE ESTABILIDAD DE LA ESTRUCTURA EN LOS MUESTREOS T0 Y T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO.....	103
3.18. RESULTADOS DE LA INFILTRACIÓN PARA T0 Y T1 EN LAS PARCELAS DE ESTUDIO PARA LAS TRES TENSIONES DE TRABAJO...	107
3.19 RELACIÓN ENTRE LOS RESULTADOS DE LA INFILTRACIÓN DE T0 FRENTE A T1 .....	108
3.20 VALORES DE INFILTRACIÓN OBTENIDOS CON EL SIMULADOR DE LLUVIA DE CAMPO.....	110
3.23 NÚMERO TOTAL DE POBLACIONES DE MICROARTRÓPODOS EN LAS MUESTRAS ESTUDIADAS.....	114