



Título del Trabajo Fin de Máster:

***ESTUDIO DE LA VEGETACIÓN EN EL  
HUMEDAL ARTIFICIAL TANCAT DE LA  
PIPA Y EN EL FILTRO VERDE V-  
30: DETERMINACIÓN DE LA BIOMASA  
VEGETAL Y SU CONTENIDO  
NUTRITIVO, EVALUACIÓN DE LA  
VELOCIDAD DE CRECIMIENTO Y  
ASIMILACIÓN DE NUTRIENTES***

Intensificación:

***TRATAMIENTO DE AGUAS***

Autor:

***BIXQUERT ARIÑO, FCO. JAVIER***

Director/es:

***Dr. MIGUEL MARTÍN MONERRIS***

Fecha: **SEPTIEMBRE, 2013**



Título del Trabajo Fin de Máster:

***Estudio de la vegetación en el humedal artificial Tancat de la Pipa y en el filtro verde V-30: determinación de la biomasa vegetal y su contenido nutritivo, evaluación de la velocidad de crecimiento y de asimilación de nutrientes.***

Autor: ***Bixquert Ariño, Fco. Javier***

Tipo	A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/>	Lugar de Realización	VALENCIA
Director	<b><i>Miguel Martín Monerris</i></b>	Fecha de Lectura	<b><i>Septiemb. 2013</i></b>
Codirector1	-		
Codirector2	-		
Tutor	-		

**Resumen:**

*El presente Trabajo Final de Master de investigación tuvo como objetivo la determinación de la biomasa vegetal, así como su contenido nutritivo, evaluación de la velocidad de crecimiento y la asimilación de nutrientes por parte las plantas macrófitas presentes en un humedal artificial tipo subsuperficial vertical/horizontal (Filtro Verde V-30), y en un humedal artificial de tipología superficial (Tancat de la Pipa), ambas instalaciones situadas en la localidad de Valencia (España). Se estableció un calendario de muestreo desde el mes de junio de 2012, hasta enero de 2013, para la recogida de plantas, llevándose a cabo en el laboratorio la determinación de la biomasa seca, el porcentaje de humedad, y la concentración de nitrógeno Kjeldahl y fósforo presentes en los tejidos aéreos de la vegetación muestreada. Las especies analizadas fueron Typha latifolia, Phragmites australis e Iris pseudacorus. Los resultados indicaron que la especie que más nitrógeno Kjeldahl acumuló en sus tejidos fue el Iris pseudacorus en su estado de rebrote (25.023,20 mg N/kg ms), siendo ésta misma especie, y también en su estado de rebrote, la que mayor concentración de fósforo acumuló (4.209,16 mg P/kg ms). La especie que mayor cantidad de biomasa generó fue el Phragmites australis con tres años de desarrollo. En cuanto a la velocidad de crecimiento, la especie que creció mas rápidamente fue el Phragmites australis en su estado de rebrote. Como conclusión final se recomienda la plantación de la especie Phragmites australis en un humedal de tipo subsuperficial vertical/horizontal características similares al Filtro Verde V-30 (agua procedente terciario de EDAR), sugiriendo hasta tres cortes a la vegetación por ciclo vegetativo de la especie. Para un humedal artificial de tipo superficial de características similares al Tancat de la Pipa (agua eutrofizada) se recomienda la plantación de la especie Iris pseudacorus, aconsejándose dos cosechados de la vegetación por ciclo anual de la especie.*

*El present Treball Final de Màster d'investigació va tindre com a objectiu la determinació de la biomassa vegetal, així com el seu contingut nutritiu, avaluació de la velocitat de creixement i l'assimilació de nutrients per part de les plantes macròfites presents en un aiguamoll artificial de tipus subsuperficial vertical / horitzontal (Filtro Verde V-30), i en un aiguamoll artificial de tipologia superficial (Tancat de la Pipa), ambdues instal·lacions situades a la localitat de València (Espanya). Es va establir un calendari de mostreig des del mes de juny de 2012, fins a gener de 2013, per a la recollida de plantes, duent-se a terme al laboratori la determinació de la biomassa seca, el percentatge d'humitat, la concentració de nitrogen Kjeldahl i fòsfor presents en els teixits aeris de la vegetació mostrejada. Les espècies analitzades van ser Typha latifolia, Phragmites australis e Iris*

*pseudacorus. Els resultats van indicar que l'espècie que més nitrogen Kjeldahl acumula en els seus teixits va ser l'Iris pseudacorus en el seu estat de rebrot (25.023,20 mg N / kg ms), sent aquesta mateixa espècie, i també en el seu estat de rebrot, la que més concentració de fòsfor acumula (4.209,16 mg P / kg ms). L'espècie que major quantitat de biomassa va generar va ser el Phragmites australis amb tres anys de desenvolupament. Pel que fa a la velocitat de creixement, l'espècie que va créixer més ràpidament va ser el Phragmites australis en el seu estat de rebrot. Com a conclusió final es recomana la plantació de l'espècie Phragmites australis en un aiguamoll de tipus subsuperficial vertical / horitzontal de característiques similars al Filtro Verde V-30 (aigua procedent terciari d'EDAR), suggerint fins a tres talls a la vegetació per cycle vegetatiu de l'espècie. Per a un aiguamoll artificial de tipus superficial de característiques similars al Tancat de la Pipa (aigua eutrofitzada) es recomana la plantació de l'espècie Iris pseudacorus, aconsellant dos collites de la vegetació per cycle anual de l'espècie.*

*This Master's Final research aimed at the determination of plant biomass and nutrient content, as well as the assessment of growth rate and nutrient uptake by macrophytes plants present in a subsurface flow system constructed wetland (Filtro Verde V-30), and an constructed wetland free water system (Tancat de la Pipa), both facilities located in the town of Valencia (Spain). A timetable was established from June 2012 to January 2013, for the collection of plants, to be carried out in the laboratory to determine the dry biomass, the moisture content, Kjeldahl nitrogen concentration and phosphorous present in aerial tissues sampled vegetation. The species tested were Typha latifolia, Phragmites australis and Iris pseudacorus. The results indicated that the species that most Kjeldahl Nitrogen accumulated in their tissues was the Iris pseudacorus in its regrowth (25.023,20 mg N / kg dm) being this species, and also in its regrowth, the greatest accumulated phosphorus concentration (4.209,16 mg P / kg dm). The species that produced more biomass was the Phragmites australis with three years of development. In terms of growth rate, the faster species in growing was the Phragmites australis in its regrowth. As a final conclusion we recommend planting the species Phragmites australis in a constructed wetland subsurface flow system similar to Filtro Verde V-30 (water from WWTP), suggesting up to three cuts to the vegetation cycle of the species. For a constructed wetland free water system similar to Tancat de la Pipa (eutrophic water), planting the species Iris pseudacorus is recommended, being two vegetation harvested from the annual cycle of the species is advised.*

**Palabras clave:**

***Humedales artificiales, Nutrientes, Phragmites australis, Typha latifolia, Iris pseudacorus***

## **AGRADECIMIENTOS**

Quería agradecer a todos los que me ha ayudado en la realización del presente Trabajo Final de Master. En especial a Miguel Martín Monerris por haber confiado en mí para realizar esta tarea y haberme dado esta oportunidad. A Sara Gargallo y Nuria Oliver, por haberme aguantado estos meses en el laboratorio. A Carmen Hernández por haber estado siempre ayudándome y asesorándome tanto, en el laboratorio, como en la redacción de este TFM. Finalmente quería agradecer a Avelino, operario del Filtro Verde V-30, y a Matthieu y Lucia del *Tancat de la Pipa* por las fotos y demás asesoramiento sobre la vegetación. Muchas gracias a todos.



*“Uno no sólo debe ser honrado;  
además debe parecerlo”*

Adaptado de Plutarco, *Vida de Cesar XI*



## ÍNDICE

---



# ÍNDICE

<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>3</b>
<b>1.1. Tratamientos de agua .....</b>	<b>4</b>
1.1.1. Métodos físicos de tratamiento .....	5
1.1.2. Métodos químicos de tratamiento.....	5
1.1.3. Métodos biológicos de tratamiento .....	6
<b>1.2. Eutrofización.....</b>	<b>6</b>
1.2.1. Factores que determinan el crecimiento del fitoplancton .....	8
1.2.2. Efectos de la eutrofización en los sistemas naturales .....	10
1.2.3. Restauración de sistemas eutrofizados .....	10
1.2.4. El lago de l'Albufera de Valencia, un sistema hipereutrofizado .....	12
<b>1.3. Marco legislativo .....</b>	<b>15</b>
<b>2. OBJETIVOS Y JUSTIFICACIÓN .....</b>	<b>20</b>
<b>3. MARCO TEÓRICO .....</b>	<b>24</b>
<b>3.1. Humedales.....</b>	<b>24</b>
<b>3.2. Humedales artificiales.....</b>	<b>25</b>
3.2.1. Evolución histórica .....	27
3.2.2. Ventajas e inconvenientes.....	28
3.2.3. Tipología de humedales artificiales .....	30
3.2.4. Mecanismos de depuración .....	34
3.2.5. Las plantas macrófitas .....	36
<b>3.3. Nutrientes .....</b>	<b>39</b>
3.3.1. Nitrógeno.....	39
3.3.2. Fósforo.....	47
<b>3.4. Nutrición mineral de las plantas.....</b>	<b>54</b>
3.4.1. Absorción de nutrientes inorgánicos.....	54
3.4.2. Transporte de nutrientes inorgánicos .....	54
3.4.3. Suministro de nutrientes y crecimiento vegetal .....	55
3.4.4. Funciones del nitrógeno en la planta .....	57
3.4.5. Funciones del fósforo en la planta .....	61
<b>4. ÁREA DE ESTUDIO .....</b>	<b>67</b>
<b>4.1. Filtro Verde V-30.....</b>	<b>67</b>
4.1.1. Localización .....	67
4.1.2. Características .....	69
4.1.3. Calidad del agua de entrada.....	72
4.1.4. Vegetación.....	74

4.1.5.	Estado actual de funcionamiento.....	75
<b>4.2.</b>	<b>Humedal artificial del <i>Tancat de la Pipa</i> .....</b>	<b>76</b>
4.2.1.	Localización .....	77
4.2.2.	Características .....	79
4.2.3.	Calidad del agua de entrada.....	83
4.2.4.	Vegetación.....	84
4.2.5.	Estado actual de funcionamiento.....	87
<b>4.3.</b>	<b>Clima en el área de estudio .....</b>	<b>87</b>
<b>4.4.</b>	<b>Descripción de la vegetación analizada .....</b>	<b>88</b>
4.4.1.	<i>Typha latifolia</i> .....	88
4.4.2.	<i>Phragmites australis</i> .....	92
4.4.3.	<i>Iris pseudacorus</i> .....	95
<b>5.</b>	<b>MATERIAL Y MÉTODOS .....</b>	<b>101</b>
<b>5.1</b>	<b>Cronología .....</b>	<b>101</b>
<b>5.2</b>	<b>Descripción de los puntos de muestreo.....</b>	<b>101</b>
<b>5.3</b>	<b>Toma de muestras y mediciones en campo .....</b>	<b>108</b>
<b>5.4</b>	<b>Preparación de las muestras .....</b>	<b>110</b>
<b>5.5</b>	<b>Concentración de nitrógeno Kjeldahl .....</b>	<b>116</b>
<b>5.6</b>	<b>Concentración de fósforo.....</b>	<b>124</b>
<b>5.7</b>	<b>Velocidad de crecimiento.....</b>	<b>131</b>
<b>5.8</b>	<b>Cálculos estadísticos .....</b>	<b>132</b>
5.8.1	Media aritmética .....	132
5.8.2	Desviación estándar .....	132
<b>5.9</b>	<b>Criterios de selección de la vegetación .....</b>	<b>133</b>
<b>6</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>138</b>
<b>6.1</b>	<b>Filtro Verde V-30.....</b>	<b>138</b>
6.1.1	Humedad .....	138
6.1.2	Biomasa seca .....	144
6.1.3	Concentración de nitrógeno Kjeldahl.....	151
6.1.4	Concentración de fósforo .....	159
6.1.5	Ratio NKT/P .....	167
6.1.6	Velocidad de crecimiento.....	172
<b>6.2</b>	<b>Humedal artificial <i>Tancat de la Pipa</i>.....</b>	<b>180</b>
6.2.1	Humedad .....	180
6.2.2	Biomasa seca .....	187
6.2.3	Concentración de nitrógeno Kjeldahl.....	196
6.2.4	Concentración de fósforo.....	206

---

6.2.5	Ratio NKT/P .....	216
6.2.6	Velocidad de crecimiento .....	221
<b>7</b>	<b>RESUMEN Y CONCLUSIONES .....</b>	<b>237</b>
<b>8</b>	<b>ANEJOS .....</b>	<b>243</b>
<b>9</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>250</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Ortofoto del parque natural de l'Albufera de Valencia. Fuente: Google Earth.....	13
Figura 2: Clasificación de los humedales artificiales para el .....	30
Figura 3: Esquema de funcionamiento de un humedal artificial con flujo superficial.....	31
Figura 4: Esquema humedal artificial tipo flujo subsuperficial horizontal.....	32
Figura 5: Esquema humedal artificial tipo flujo subsuperficial vertical.....	33
Figura 6: Estructura química de los aminoácidos.....	39
Figura 7: Ciclo del Nitrógeno en humedales.....	41
Figura 8: Porcentaje de formas iónicas de $H_3PO_4$ a distintos valores de pH.....	48
Figura 9: Principales almacenamientos y transferencias del fósforo en un humedal. $PO_4$ -P: ortofosfato;.....	50
Figura 10: Respuesta del crecimiento de las plantas ante concentraciones variables de un nutriente.....	56
Figura 11: Asimilación del amonio en las plantas superiores, vía glutamina sintetasa y glutamato sintasa.....	59
Figura 12: Ubicación del Filtro Verde V-30.....	68
Figura 13: Esquema celdas Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.....	69
Figura 14 : Esquema de entrada y salida de agua de las celdas en el Filtro Verde V-30.....	71
Figura 15: Evolución del Nitrógeno Total del agua de entrada al Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.....	73
Figura 16. Evolución del Fósforo Total del agua de entrada al Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.....	73
Figura 17. A la izquierda plantación de enea ( <i>Typha latifolia</i> ) en la celda 1. A la derecha .....	74
Figura 18: Mapa de situación <i>Tancat de la Pipa</i> .....	78
Figura 19: Fotografía aérea del <i>Tancat de la Pipa</i> , con los filtros en primer término.....	79
Figura 20: Circulación del agua a través de las celdas en el <i>Tancat de la Pipa</i> .....	82
Figura 21: Evolución de la concentración de Nitrógeno Total en el agua de entrada al <i>Tancat de la Pipa</i> .....	83
Figura 22: Evolución de la concentración de Fósforo Total en el agua de entrada al <i>Tancat de la Pipa</i> .....	83
Figura 23: Fotografía frontal del FG1 tomada el 06/03/2009 .....	85
Figura 24: Climograma de la zona del estudio.....	88
Figura 25: Detalle del tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto .....	90
Figura 26: Detalle de tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto de <i>P. australis</i> .....	93
Figura 27: Detalle de tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto de <i>I. pseudacorus</i> .....	96
Figura 28: Fotografía del F.V. V-30, celda 4, plantada con <i>Phragmites</i> .....	104
Figura 29: Fotografía del F.V. V-30, celda 8, plantada con <i>Typha</i> .....	105
Figura 30: Fotografía del F.V. V-30, celda 9, plantada con <i>Phragmites</i> .....	105
Figura 31: Fotografía panorámica <i>Tancat de la Pipa</i> , filtro FG2, realizada en julio de 2012. Filtro plantado con <i>Phragmites australis</i> . Se observan en primer término matas de enea, rebrotes de las plantas originales.....	106
Figura 32: Fotografía panorámica del <i>Tancat de la Pipa</i> , filtro FG3, realizada en julio de 2012.....	107
Figura 33: Fotografía panorámica del <i>Tancat de la Pipa</i> , filtro fp2, realizada en julio de 2012.....	107
Figura 34: Fotografía panorámica del <i>Tancat de la Pipa</i> , filtro fp3, realizada en julio de 2012.....	108

Figura 35: Fotografía tomada el 30 de noviembre de 2012 en el .....	109
Figura 36: Fotografía tomada el 30 de noviembre de 2012 en el <i>Tancat de la Pipa</i> filtro .....	110
Figura 37: Muestras vegetales lavadas y preparadas para ser introducidas en la estufa. ....	112
Figura 38: Estado de las muestras vegetales tras haber estado 72 horas en la estufa. ....	112
Figura 39: Molinillo utilizado para triturar las muestras vegetales. A la izquierda se pueden ver las aspas metálicas en el interior del molinillo; en el centro la tapa con las cuchillas; a la derecha tapa del molinillo. ....	113
Figura 40: A la izquierda la muestra desecada después de salir de la estufa; en el centro la muestra troceada lista para ser introducida en el molinillo; a la derecha muestra triturada y convertida en polvo.....	114
Figura 41: Botes herméticos con su pertinente numeración donde.....	114
Figura 42: Matraces de cuello largo con la muestra en contacto con el ácido sulfúrico concentrado.....	118
Figura 43: Digestión de las muestras en las mantas calefactores. Cabe destacar el captador de vapores corrosivos y el bombeo de los mismos hasta el purificador de aire a la derecha de la figura. ....	119
Figura 44: Matraces enfriándose tras la digestión con el ácido sulfúrico y el catalizador. ....	119
Figura 45: Muestras en el destilador. ....	120
Figura 46: Bureta con ácido sulfúrico 0,02 N, preparada para valorar el producto de la destilación con las tres gotas del indicador añadido.....	121
Figura 47: Viraje tras la valoración con ácido sulfúrico 0,02 N. De color verde cambia a rosa-rojo. ....	121
Figura 48: Muestras molidas y colocadas en cápsulas de porcelana, para ser introducidas en la mufla.....	126
Figura 49: Muestras ya calcinadas tras haberles añadido el agua desionizada y el ácido clorhídrico. ....	127
Figura 50: Muestras calentándose en la placa calefactora con agitador. ....	127
Figura 51: Muestras a punto de ser filtradas. Se observa el material empleado, la probeta.....	128
Figura 52: Fotómetro utilizado para la determinación de los orto-fosfatos contenidos en el material vegetal, se pueden observar los tubos de ensayo con la coloración ligeramente azulada (azul de fosfomolibdeno).....	129
Figura 53: Contenido de humedad en el carrizo y la enea muestreada. ....	140
Figura 54: Contenido de humedad en el carrizo de rebrote celda 4. ....	142
Figura 55: Contenido humedad en la enea de rebrote celda 8. ....	143
Figura 56: Biomasa seca por metro cuadrado de humedal en el carrizo y la enea.....	146
Figura 57: Biomasa seca en el carrizo de rebrote celda 4. ....	148
Figura 58: Biomasa seca de la enea de rebrote celda 8. ....	149
Figura 59: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en el carrizo y la enea. ....	154
Figura 60: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en el carrizo de rebrote celda 4. ....	156
Figura 61: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la enea de rebrote celda 8.....	158
Figura 62: Concentración de fósforo en el carrizo y la enea. ....	163
Figura 63: Concentración de fósforo en el carrizo de rebrote celda 4. ....	165
Figura 64: Concentración de fósforo en la enea de rebrote celda 8. ....	166
Figura 65: Relación NKT/P en el carrizo y la enea.....	169
Figura 66: Relación NKT/P en el carrizo de rebrote celda 4. ....	170

Figura 67: Relación NKT/P en la enea de rebrote celda 8. ....	171
Figura 68: Biomasa húmeda, seca y altura media de la <i>Typha</i> situada en la celda 8.....	173
Figura 69: Biomasa húmeda, seca y altura media de la enea de rebrote situada en la celda 8. ....	174
Figura 70: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo situado en la celda 9. ....	176
Figura 71: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo de rebrote situado en la celda 4. ....	177
Figura 72: Contenido humedad del <i>Phragmites australis</i> en los filtros fp2, FG2 y FG3. ....	181
Figura 73: Contenido humedad del <i>Iris pseudacorus</i> en los filtros fp3 y FG3.....	183
Figura 74: Contenido de humedad del lirio de rebrote en los filtros fp3. ....	185
Figura 75: Contenido de humedad del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.....	186
Figura 76: Biomasa seca del <i>Phragmites australis</i> en los filtros fp2, FG2 y FG3. ....	189
Figura 77: Biomasa seca del <i>Iris pseudacorus</i> en los filtros fp3 y FG3. ....	191
Figura 78: Biomasa seca del lirio de rebrote en el filtro fp3.....	193
Figura 79: Biomasa seca del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3. ....	194
Figura 80: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del <i>Phragmites australis</i> en los filtros fp2, FG2 y FG3. ....	198
Figura 81: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del <i>Iris pseudacorus</i> en los filtros fp3 y FG3. ....	200
Figura 82: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del lirio de rebrote en el filtro fp3. ....	202
Figura 83: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.....	204
Figura 84: Concentración de fósforo del <i>Phragmites australis</i> en los filtros fp2, FG2 y FG3.....	208
Figura 85: Concentración de fósforo del <i>Iris pseudacorus</i> en los filtros fp3 y FG3. ....	210
Figura 86: Concentración de fósforo del lirio de rebrote en el filtro fp3. ....	212
Figura 87: Concentración de fósforo del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3. ....	214
Figura 88: Relación NKT/P del <i>Phragmites australis</i> en los filtros fp2, FG2 y FG3.....	217
Figura 89: Relación NKT/P del <i>Iris pseudacorus</i> en los filtros fp3 y FG3. ....	218
Figura 90: Relación NKT/P del lirio de rebrote en el filtro fp3. ....	219
Figura 91: Relación NKT/P del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3. ....	220
Figura 92: Biomasa húmeda y seca del carrizo 2º año situado en el filtro fp2. ....	222
Figura 93: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo 3º año situado en los filtros FG2 y FG3. ....	223
Figura 94: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo de rebrote (2º año) situado en el filtro fp2. ....	224
Figura 95: Biomasa húmeda y seca del lirio 1º año situado en la filtro fp3. ....	225
Figura 96: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio 2º año situado en la filtro fp3. ....	227
Figura 97: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio 3º año situado en la filtro FG3. ....	228
Figura 98: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio de rebrote (1º año) situado en el filtro fp3. ....	229
Figura 99: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio de rebrote (2º año) situado en el filtro fp3. ....	230

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Valores límite de clasificación trófica para un sistema. Informe OCDE (1982).....	8
Tabla 2: Requisitos de los vertidos procedentes de instalaciones de .....	17
Tabla 3: Concentraciones de nitrógeno en diferentes tipos de macrófitas utilizadas en humedales artificiales. Fuente: modificado de Kadlec, R.H, 2009. ....	57
Tabla 4: Concentraciones de fósforo en diferentes tipos de macrófitas utilizadas en humedales artificiales. ....	61
Tabla 5: Coordenadas geográficas Filtro Verde V-30 .....	67
Tabla 6: Características físicas de las celdas Filtro Verde V-30.....	69
Tabla 7: Características de las celdas del Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012. ....	70
Tabla 8: Características del agua de entrada al Filtro Verde V-30. ....	72
Tabla 9: Características de funcionamiento de la celda 4. Fuente: Acuamed, 2012. ....	75
Tabla 10: Características de funcionamiento celdas 8 y 9. Fuente: Acuamed, 2012.....	75
Tabla 11: Coordenadas geográficas del <i>Tancat de la Pipa</i> . ....	77
Tabla 12: Longitud, anchura y superficie de cada una de las celdas.....	81
Tabla 13: Tipo de macrófitas y densidades de plantación en las.....	85
Tabla 14: Especies de plantas macrófitas plantadas entre el año 2010 y 2012 en el <i>Tancat de la Pipa</i> . ....	86
Tabla 15: Clasificación botánica de <i>T. angustifolia</i> .....	89
Tabla 16: Clasificación botánica de <i>P. australis</i> .....	92
Tabla 17: Clasificación botánica de <i>I. pseudacorus</i> .....	96
Tabla 18: Fecha, humedal, punto de muestreo y tipo de vegetación recolectada. ....	103
Tabla 19: Volumen gastado en la valoración de muestra “blanco”.....	123
Tabla 20: Volumen gastado en la estandarización del ácido sulfúrico (0,02 N). ....	123
Tabla 21: Contenido de humedad en la vegetación muestreada. ....	139
Tabla 22: Media y desviación de la humedad presente en el carrizo de las celdas 4 y 9. ....	139
Tabla 23: Biomasa seca por metro cuadrado de humedal de la vegetación muestreada.....	145
Tabla 24: Media y desviación de la biomasa seca del carrizo de las celdas 4 y 9. ....	146
Tabla 25: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la vegetación muestreada. ....	151
Tabla 26: Media y desviación de concentración NKT presente en el carrizo de las celdas 4 y 9. ....	154
Tabla 27: Concentración de fósforo en la vegetación muestreada. ....	160
Tabla 28: Media y desviación de la concentración de fósforo presente en el carrizo de las celdas 4 y 9. ....	162
Tabla 29: Relación NKT/P en la vegetación muestreada.....	168
Tabla 30: Media y desviación del ratio NKT/P presente en el carrizo de las celdas 4 y 9. ....	169
Tabla 31: Velocidad de crecimiento de la enea situada en la celda 8.....	174
Tabla 32: Velocidad de crecimiento de la enea de rebrote situada en la celda 8.....	175
Tabla 33: Velocidad de crecimiento del carrizo situado en la celda 9. ....	177
Tabla 34: Velocidad de crecimiento del carrizo de rebrote situado en la celda 4. ....	178

---

Tabla 35: Contenido humedad en la vegetación muestreada.....	181
Tabla 36: Biomasa seca en la vegetación muestreada.....	188
Tabla 37: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la vegetación muestreada. ....	197
Tabla 38: Concentración de fósforo en la vegetación muestreada. ....	207
Tabla 39: Relación NKT/P en la vegetación muestreada.....	216
Tabla 40: Velocidad de crecimiento del carrizo 2º año situado en el filtro fp2.....	222
Tabla 41: Velocidad de crecimiento del carrizo 3º año situado en los filtros FG2 y FG3. ....	224
Tabla 42: Velocidad de crecimiento del carrizo de rebrote (2º año) situado en el filtro fp2. ....	225
Tabla 43: Velocidad de crecimiento lirio 1º año situado en el filtro fp3.....	226
Tabla 44: Velocidad de crecimiento lirio 2º año situado en el filtro fp3.....	227
Tabla 45: Velocidad de crecimiento lirio 3º año situado en el filtro FG3.....	228
Tabla 46: Velocidad de crecimiento del lirio de rebrote (1º año) situado en el filtro fp3.....	230
Tabla 47: Velocidad de crecimiento del lirio de rebrote (2º año) situado en el filtro fp3.....	231
Tabla 48: Concentración de nitrógeno Kjeldahl y fósforo obtenido en la vegetación muestreada.....	243
Tabla 49: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (I). ....	245
Tabla 50: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (II). ....	246
Tabla 51: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (III). ....	247

## **1. INTRODUCCIÓN**

---



# 1. INTRODUCCIÓN

El agua es un recurso escaso pero fundamental para los seres vivos y la actividad económica de cualquier región. En el caso de la zona mediterránea, esta escasez se ha agudizado debido a los usos tradicionales del agua en la agricultura, a la concentración de población y al crecimiento industrial. Todos estos factores han mermado no sólo la cantidad, sino también la calidad de las aguas. Por ello se hace necesaria la gestión sostenible del agua disponible, incluso de aquella que ya ha tenido un uso previo, buscando mantener la cantidad así como conservar e incluso mejorar la calidad. Difícilmente se conseguirá este objetivo sin optimizar su uso y consumo, sin protegerla durante el almacenamiento y transporte, y sin depurarla adecuadamente después del uso principal para poder darle aplicaciones sucesivas recirculándola o reutilizándola en otros usos.

La reutilización de las aguas residuales depuradas presenta ciertas complicaciones, por ello surgen una serie de restricciones legales, plasmadas en varias directivas de Unión Europea y transcritas a las leyes estatales en varios Reales Decretos. Actualmente la mayor parte de las aguas residuales depuradas son vertidas a masas de agua continentales o marinas, y una pequeña parte de ellas se reutilizan para riego agrícola y otros usos. La principal razón por la cual no se reutiliza un mayor volumen de agua es porque no cumplen con los requisitos mínimos exigidos en la normativa de reutilización de aguas residuales, ya que para cumplir con dicha normativa, es necesario un tratamiento terciario que representa un coste muy elevado. En otros casos el efluente se debe verter a una zona sensible, con lo que las concentraciones de nutrientes del agua vertida están limitadas por la normativa vigente, provocando que en el tratamiento secundario de la estación depuradora se deban eliminar estos componentes hasta lograr los objetivos de vertido, incrementándose de esta forma el coste de ejecución de la planta y de su explotación.

Por las razones descritas anteriormente se decidió años atrás la construcción, en nuestro ámbito geográfico, de dos humedales artificiales, dos plantas piloto con diferentes casuísticas y basados en la autodepuración de las aguas a partir de filtros verdes donde se pudieran realizar

investigaciones de muy diferente índole y sacar conclusiones de primera mano para la implantación de esta tecnología en otras zonas de nuestro territorio. Una de las líneas de investigación de las plantas piloto se ha basado en la determinación de la calidad del agua influente y efluente, para así poder estudiar la eliminación de materia orgánica y de nutrientes por parte del sustrato y de la vegetación de los filtros verdes.

En este trabajo se presentan las investigaciones realizadas sobre la asimilación de nutrientes por parte de las diferentes especies vegetales plantadas en los dos humedales artificiales, el humedal artificial del *Tanquet de la Pipa* situado a orillas del lago de *l'Albufera* y el Filtro Verde V-30 situado en el lecho del nuevo cauce del río Turia, ambos espacios están ubicados en el término municipal de Valencia. Igualmente, a lo largo de estos meses de investigación, se han obtenido datos de velocidades de crecimiento de la vegetación, biomasa total generada en cada uno de los humedales, así como estimaciones de cuándo se debe realizar el cosechado de la vegetación para eliminar los nutrientes del sistema.

El objetivo principal del presente Trabajo Final de Máster (TFM) es el de poder determinar qué especies vegetales son las más adecuadas para su utilización en humedales artificiales, con la climatología, calidad de aguas influentes, tipos de suelo e interacciones ecológicas propias de nuestras latitudes, y de esta forma establecer un punto de partida para que futuros proyectos de tratamiento de aguas con la tecnología de filtros verdes puedan basar sus diseños y elección de macrófitas en datos reales y contrastados en el área mediterránea peninsular.

## **1.1. Tratamientos de agua**

Los tratamientos para la mejora de la calidad del agua, son cada vez más habituales en nuestro país, debido principalmente, a las elevadas exigencias por parte de la Unión Europea a la depuración de las aguas, tanto a nivel doméstico como a nivel industrial.

El grado de tratamiento que se le dé al agua, dependerá de la utilidad que se le vaya a dar a posteriori. Los procesos convencionales de tratamiento de aguas son: los métodos físicos, los

métodos químicos y los métodos biológicos. A continuación se describen brevemente estos tres procesos utilizados en el tratamiento de las aguas convencional.

### **1.1.1. Métodos físicos de tratamiento**

Los procesos físicos de tratamiento de aguas son aquellos en los que la calidad del agua se logra mediante la aplicación de fuerzas de la física. Entre los procesos físicos más importantes se encuentran:

- **Desbaste** mediante rejas o tamices.
- **Desengrasado** para la eliminación de aceites y elementos flotantes en el agua.
- **Sedimentación** para la eliminación de sólidos en suspensión.
- **Flotación** para la eliminación de materias en suspensión que poseen una densidad menor que la del agua.
- **Osmosis inversa, ultrafiltración y microfiltración.**
- **Desinfección** con ultravioleta.

### **1.1.2. Métodos químicos de tratamiento**

Los métodos químicos de tratamiento de aguas son aquellos en los que la eliminación o tratamiento del contaminante del agua se realiza mediante reacciones químicas, normalmente mediante la adición de productos químicos. Los procesos más habituales son:

- **Floculación – coagulación.**
- **Precipitación química.**
- **Adsorción.**
- **Oxidación.**
- **Intercambio iónico.**
- **Desinfección** con cloro u ozono.

### 1.1.3. Métodos biológicos de tratamiento

Los procesos biológicos de tratamientos de aguas son aquellos en los que la eliminación de contaminantes se realiza al favorecer el desarrollo y la actividad de ciertos microorganismos. Una de las clasificaciones más habituales de los tratamientos biológicos es:

- **Procesos biológicos de cultivo en suspensión:** se suele recurrir a una decantación y recirculación de la biomasa generada. Dentro de estos sistemas se encuentran los fangos activados, las lagunas aireadas y el lagunaje.
- **Procesos biológicos en soporte sólido:** en estos procesos la biomasa que procederá a la degradación de la materia orgánica, no se encuentra suspendida en el agua residual, sino que se encuentra fija sobre algún tipo de soporte formando una fina película. Entre estos sistemas, se encuentran los filtros percoladores y los contactores biológicos rotativos (RBC).

## 1.2. Eutrofización

Desde muy antiguo, los asentamientos humanos se han establecido cerca de aguas superficiales continentales, para aprovechar éstas para el consumo humano, regadío de cultivos y como destino final de los residuos líquidos generados. Estos residuos vertidos en un principio eran fácilmente biodegradados por los sistemas naturales, gracias a la capacidad autodepuradora de los mismos. Las concentraciones de población y los avances industriales en el último siglo, han generado que se sobrepase la capacidad autodepuradora de los sistemas naturales, provocando problemas sanitarios, tóxicos y medioambientales en numerosas masas de agua continentales del planeta.

Entre los problemas medioambientales generados destacan los debidos a la contaminación de aguas de suministro urbano por vertidos de aguas residuales río arriba, y los de agotamiento del oxígeno disuelto en el sistema por la descomposición de la materia orgánica. Otros problemas derivados son la salinización, la acumulación de sustancias tóxicas, la acidificación, turbidez del agua, contaminación térmica y por supuesto la eutrofización de las aguas. La

existencia de estos problemas ha provocado que la disponibilidad de agua dulce para ciertos usos se haya visto mermada, por lo que uno de los objetivos de la gestión de los recursos hidráulicos es la de mantener una calidad de las aguas aceptable en función de su empleo posterior.

Según la Real Academia Española, se puede definir a la eutrofización como el “incremento de sustancias nutritivas en aguas dulces de lagos y embalses, que provoca un exceso de fitoplancton”. Entendiendo por tanto la eutrofización como la proliferación excesiva de microalgas provocada por un aumento, en el medio, de alguno de los factores que limitan su crecimiento, normalmente algún macronutriente.

El crecimiento fitoplanctónico se ve reforzado en aquellas aguas con enriquecimiento de nutrientes, aumentando por tanto la producción de materia orgánica y la producción de oxígeno en las zonas superficiales del agua, al tener estas microalgas capacidad fotosintética. Mientras que en las partes más profundas de la masa acuática, va sedimentando la masa fitoplanctónica muerta, que al degradarse provoca déficits de oxígeno o incluso su ausencia total.

En la actualidad, la eutrofización de sistemas naturales de aguas superficiales es un problema muy extendido en las zonas más habitadas e industrializadas del planeta. Este proceso no sólo afecta al uso del agua para riego o para el consumo humano, sino que también tiene efectos adversos en los ríos y fauna vinculados con estos cuerpos de agua.

En las zonas climáticas mediterráneas, como la nuestra, el proceso de eutrofización se ve reforzado por la temperatura y la luz, que son dos factores claves en la producción algas, junto la presencia de nutrientes en el agua.

La clasificación del estado de eutrofización de las aguas depende de varios factores siendo el parámetro más utilizado la población de fitoplancton, cuya cantidad de biomasa se suele expresar como concentración de clorofila  $a$ . El informe de la OCDE de 1982, establece la

siguiente clasificación trófica (tabla 1) para las masas de aguas en función de la concentración de clorofila  $a$ , la transparencia (medida con el disco de Secchi) y la concentración de fósforo total en el agua.

	Clorofila $a$ Medias (mg/m <sup>3</sup> )	Clorofila $a$ Máximas (mg/m <sup>3</sup> )	Transparencia Media de Secchi (m)	Transparencia Mínimo de Secchi (m)	Fósforo Total (mg P/l)
Ultraoligotrófico	< 1	< 2.5	> 12	> 6.0	
Oligotrófico	< 2.5	< 8.0	> 6.0	> 3.0	< 0.015
Mesotrófico	2.5-8	8-25	6-3	3-1.5	0.015-0.025
Eutrófico	8-25	25-75	3-1.5	1.5-0.7	0.025-0.100
Hipereutrófico	> 25	> 75	< 1.5	< 0.7	> 0.100

Tabla 1: Valores límite de clasificación trófica para un sistema. Informe OCDE (1982).

### 1.2.1. Factores que determinan el crecimiento del fitoplancton

El crecimiento del fitoplancton depende de tres factores fundamentales, cada uno de los cuales puede representar una limitación al crecimiento (Martín, 1998): la concentración de macronutrientes, intensidad luminosa disponible y la temperatura del agua.

El crecimiento del fitoplancton puede estar limitado por la disponibilidad y concentración de nutrientes inorgánicos en el agua, pudiendo el hombre influir en este proceso al modificar la concentración de estos elementos en el medio. Básicamente estos nutrientes principales son el nitrógeno, el fósforo, el carbono; siendo casi siempre el fósforo el macronutriente limitante del crecimiento del fitoplancton. En algunos casos, el silicio también puede ser un nutriente limitante, aunque solo para determinados tipos de algas (diatomeas). En general los micronutrientes tales como el hierro, el manganeso o el azufre, no se consideran limitantes para el crecimiento del fitoplancton.

Cuando se produce un aporte excesivo de fósforo, éste se acumula dentro de las células de las microalgas, que lo utilizarán posteriormente para multiplicarse, provocando consecuentemente una proliferación vegetal excesiva y que el elemento limitante pase a ser el nitrógeno. Como resultado, se ve favorecida la aparición de cianobacterias en la superficie de la masa de agua, ya que estas bacterias son capaces de fijar el nitrógeno atmosférico.

Este crecimiento del fitoplancton, no se mantiene indefinidamente en el tiempo. Llega un momento, en que los nutrientes se agotan y el sistema se colapsa, por lo que el fitoplancton no puede seguir creciendo y muere. Además, el crecimiento excesivo de algunos tipos de algas en la superficie del agua, como las cianobacterias, crean una capa superficial que impide la penetración de la luz y el intercambio de oxígeno con la atmósfera. También, la propia proliferación de la población algal provoca que la luz solar no penetre en la columna de agua. Es en este momento cuando se produce la muerte de estos organismos fotosintéticos. Nuevos aportes de nutrientes y la entrada de luz en el sistema, permitirán un nuevo crecimiento de las algas.

La temperatura del agua en los sistemas naturales de aguas superficiales pueden verse modificada por los vertidos que lleguen a los mismos. Un aumento de la temperatura lleva asociado normalmente, una disminución en la limitación al crecimiento por este factor. Por tanto, si la concentración de nutrientes es la adecuada y la radiación solar también, un aumento de la temperatura producirá un mayor crecimiento del fitoplancton.

La materia orgánica presente el agua, tanto la aportado por los vertidos urbanos/industriales, como la autóctona (producida por la muerte del fitoplancton y otros seres vivos) es biodegrada, aportando de esta manera nuevos nutrientes al sistema y consumiendo oxígeno disuelto del agua. Por la noche, la respiración de los organismos vivos incluido el fitoplancton, consumen oxígeno, llegándose a producir periodos de anoxia en el sistema. En estas condiciones, críticas para los organismos acuáticos, se desarrollan procesos de fermentación que dan lugar a la aparición de  $\text{SH}_2$  (sulfhídrico),  $\text{NH}_3$  (amoníaco) y  $\text{CH}_4$  (metano), que son los responsable del mal olor de estos medios.

### **1.2.2. Efectos de la eutrofización en los sistemas naturales**

Algunos de los procesos que se desencadenan debido a la eutrofización de los medios acuáticos son:

- Aumento de la producción y de la biomasa de los productores primarios (fitoplancton y macrófitos).
- Modificación de las características de la masa de agua provocando una pérdida de calidad de las mismas.
- Pérdidas de la producción piscícola de la zona, tanto en variedad como en cantidad.
- Producción de toxinas por determinadas algas.
- Disminución del oxígeno del agua, pudiendo ocasionarse mortandad en los peces.
- Colmatación y obstrucción en los canales de riego por la presencia de malas hierbas acuáticas.
- Reducción de la posibilidad de uso del agua para fines recreativos debido a los malos olores producidos por la descomposición de las algas.
- Impedimentos a la navegación por el crecimiento de densas masa de algas.
- Aumento de los gastos de operación de los sistemas públicos de abastecimiento de agua por problemas de color, olor y sabor.
- Importantes pérdidas económicas.
- Importantes pérdidas de biodiversidad.
- Degradación del ecosistema.

### **1.2.3. Restauración de sistemas eutrofizados**

En la actualidad la sociedad está sensibilizada ante los problemas medioambientales, y en particular por la degradación que sufren las masas de aguas. La gestión de ecosistemas altamente degradados se centran en la restauración, es decir, en devolver a estas zonas al equilibrio ecológico que se mantenía antes de ser afectado por la actividad humana.

Los intentos de regenerar los sistemas naturales eutrofizados, se han multiplicado en los últimos años. La regeneración de un sistema natural eutrofizado es lenta, costosa y complicada.

No obstante las primeras medidas aplicadas sobre estos sistemas, han consistido históricamente, en la reducción de nutrientes a la entrada de los mismos:

- Tratando previamente las aguas residuales.
- Modificando la composición de las sustancias que aportan nutrientes al agua (por ejemplo el fósforo en los detergentes).
- Desviando los caudales de aguas residuales hacia otras zonas mucho menos sensibles.
- Gestionando de manera más eficaz el uso de fertilizantes por parte de los agricultores de la zona.

Se ha comprobado en la mayoría de los casos, que estas acciones no son suficientes para regresar al estado ecológico anterior al proceso de eutrofización. Ya que en numerosos casos, es el propio sistema quien continúa aportando los nutrientes necesarios desde el sedimento, por lo que a largo plazo estas medidas no dan buenos resultados. Por tanto, no solo hay que actuar sobre los aportes externos, sino que además, se han de realizar actuaciones dentro del propio sistema, como por ejemplo:

- El dragado completo del sistema. De este modo se elimina la capa de sedimentos que acabará siendo fuente de nutrientes.
- La fijación de fósforo en los sedimentos, mediante la adición de algún compuesto químico. De esta forma, se impide que se vuelva a movilizar este elemento hacia la columna de agua inmediatamente superior.
- El empleo de humedales artificiales para tratar las aguas eutrofizadas.

Además, también es importante realizar aportes de agua en cantidad y en calidad al sistema eutrofizado.

#### **1.2.4. El lago de *l'Albufera* de Valencia, un sistema hipereutrofizado**

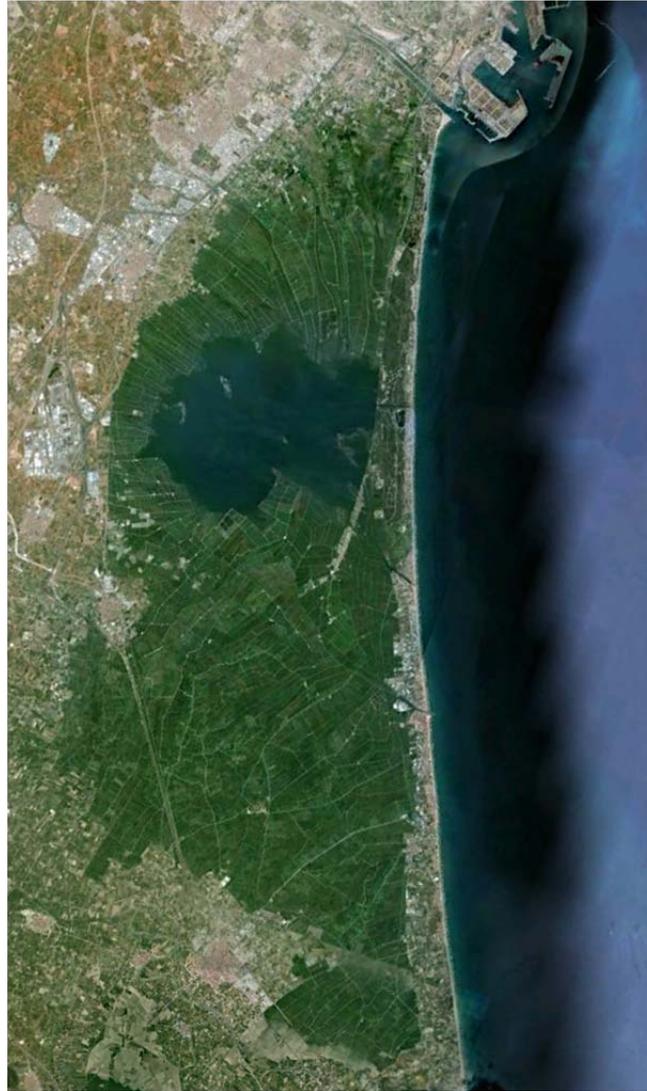
*l'Albufera* de Valencia es un espacio natural con una importante riqueza medioambiental, ya que presenta una gran variedad de hábitats que permiten una extraordinaria diversidad de especies de fauna y flora.

El lago de *l'Albufera*, es un antiguo golfo marino que quedó aislado del mar por la formación de una estrecha barra litoral arenosa (restinga), con dunas estabilizadas por un bosque de pinos (Dehesa del Saler). Debido a este aislamiento del agua marina, y con el paso del tiempo, el lago se fue dulcificándose por los aportes hídricos provenientes de acequias, barrancos y de los "Ullals", que no son más que manantiales por donde emerge agua dulce, debido al alto nivel freático de la zona.

El lago está situado en la zona centro norte del Parque Natural que lleva el mismo nombre. Su forma es casi circular, de aproximadamente 8 Km. de diámetro, y una profundidad media de 1,2 m (Soria y Vicente, 2002). Su extensión ha ido disminuyendo en los últimos siglos debido a la presión agrícola que ha ido ganado terreno al lago para convertirlo en arrozal.

El lago de *l'Albufera* fue declarado Parque Natural en el año 1986 y abarca una superficie protegida de 21.200 hectáreas, que incluye el lago propiamente dicho, así como las zonas inundables aledañas donde se cultiva el arroz.

La importancia ecológica de *l'Albufera* de Valencia fue reconocida mundialmente al ser incluida en 1989 en la lista de sitios Ramsar, humedales de importancia internacional. Además es parte integrante de la Red Natura 2000, al haber sido declarada como "Zona de especial protección de las Aves" (ZEPA) en 1990, y seleccionado como "Lugar de Importancia Comunitaria" (LIC) desde 2001. Además, algunas partes de su ámbito han sido también declaradas como "Microrreserva de Flora" y como "Reserva de Fauna".



**Figura 1: Ortofoto del parque natural de l'Albufera de Valencia. Fuente: Google Earth**

El sistema acuático estuvo dominado hasta la década de los años sesenta por praderías sumergidas de macrófitas que hoy son prácticamente inexistentes. La calidad de sus aguas fue empeorando a medida que el entorno periférico se desarrolló como núcleo urbano e industrial, hecho al que se deben añadir los impactos derivados de la intensificación de la agricultura y la transformación de los cultivos tradicionales. De manera brusca entre los años 1972-1973 desaparecieron las praderas de macrófitas y gran parte de la fauna asociada. Mondría (2010) destaca dos factores fundamentales que explican la degradación de las aguas del humedal: las deficiencias estructurales en los sistemas de saneamiento y depuración de las poblaciones aledañas y la reducción de aportes hídricos, particularmente desde la Acequia Real del Júcar.

En la actualidad, el lago presenta un estado hipereutrófico, con niveles medios de clorofila *a* que han descendido desde 318  $\mu\text{g Cl } a/l$  en los años 1980-1988 a 163  $\mu\text{g Cl } a/l$  en los años 1995-2000 (EDSAV, 2004). En los últimos años, los valores medios de clorofila *a* siguen estando por encima de 100  $\mu\text{g Cl } a/l$  (Mondría, 2010), por lo que el lago continúa en un estado hipereutrófico.

Los valores de su ecosistema y su influencia socioeconómica hicieron que el Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente desarrollara en el año 2004 el *Estudio para el Desarrollo Sostenible de l'Albufera de Valencia* (EDSAV). Un trabajo que contiene las directrices y actuaciones a seguir para preservar el humedal de la constante degradación a la que está siendo sometido. El estudio fue aprobado y ratificado por todos los colectivos implicados en la conservación del lago, las administraciones locales, autonómica y nacional, universidades, y organizaciones agrícolas y ecologistas.

Este estudio ha marcado de forma significativa gran parte de las actuaciones posteriores. Atendiendo a las conclusiones que de él se derivan se impulsó el *Programa Agua Albufera*, entre cuyas actuaciones se incluye la *Ordenación y terminación de la reutilización de aguas residuales de la planta de Pinedo* y dentro de ésta, el *Proyecto Constructivo de la Planta Piloto de Filtro Verde V-30* promovido por Aguas de las Cuencas Mediterráneas S.A. (ACUAMED). Con ello se pretendía maximizar la reutilización del agua tratada en esta EDAR, una de las principales del área metropolitana de Valencia. Los objetivos de la actuación eran tanto la reutilización agrícola de las aguas depuradas como su reaprovechamiento ecológico en *l'Albufera*, previa reducción de nutrientes y renaturalización mediante un filtro verde (Filtro Verde V-30) situado en el nuevo cauce del río Turia, introduciendo, por tanto, un caudal de agua a *l'Albufera*, en cantidad y calidad suficientes para que se produzca la restauración del sistema eutrofizado.

Por otro lado, también se promovió una actuación en el sector norte del lago de *l'Albufera*, dentro de la zona de afección del *Proyecto de restitución y adaptación de cauces naturales de los barrancos Poyo, Torrente, Chiva y Pozalet (Valencia)* presentado por la Confederación

Hidrográfica del Júcar. Dentro de dicha actuación, se encontraba un proyecto denominado *Recuperación de espacios y actuaciones de gestión hídrica en la desembocadura del poyo (P.N. Albufera)*, actuación que forma parte del programa AGUA (Actuaciones para la Gestión y Reutilización de Aguas) perteneciente al Ministerio de Medio Ambiente. Principalmente el proyecto consistía en la construcción de un espacio en el denominado *Tancat de la Pipa* con el objetivo de crear una zona para favorecer el desarrollo de comunidades biológicas, tanto animales como vegetales, y potenciar la recuperación de especies raras y amenazadas que no obstante, están presentes de forma natural en este tipo de ambientes. Además, el espacio debía cumplir la función de filtro verde para evitar que las aguas del barranco del Poyo llegaran directamente al lago sin depurar, y así poder realizar experiencias piloto de manejo y mejora de la calidad del agua del lago de *l'Albufera*.

Dentro del mismo programa A.G.U.A para el desarrollo sostenible de *l'Albufera* de Valencia también se encuentra la actuación: *Reutilización de las aguas residuales depuradas de la Albufera Sur* en la que se contempla el emplazamiento de un humedal artificial en el "*Tancat de Mília*", que consiste en 10 ha de humedal artificial, 18 ha de humedal artificial de flujo superficial y 4,5 ha de humedal artificial de flujo subsuperficial. Con esta actuación se pretendía, al igual que con los humedales descritos anteriormente, mejorar la calidad y cantidad de las aportaciones hídricas al lago de *l'Albufera*, al verter al mismo, el efluente (excedente del riego) procedente del tratamiento terciario de la depuradora Albufera Sur, previo tratamiento del mismo mediante el humedal artificial. Este sistema reducirá aún más el contenido de nutrientes en el agua, contribuyendo a revertir el estado trófico que padece el lago y alcanzar los parámetros establecidos como óptimos según el artículo 55 del Plan Rector de Uso y Gestión del Parque Natural de *l'Albufera* (R.D 259/2004 de 19 de noviembre del Consell de la Generalitat).

### **1.3. Marco legislativo**

Debido a la creciente presión a la que están sometidas las aguas continentales y oceánicas en la Unión Europea, surge la necesidad de legislar unas ordenanzas para poder protegerlas. Con

este fin, entra en vigor la Directiva Marco del Agua 2000/60/CE, de 23 de octubre de 2000, siendo ésta la norma europea más importante en lo que a calidad de agua dulce y costera se refiere. Su objetivo es velar por el buen estado de las aguas. Las principales fuentes de contaminación del agua en la Unión Europea son:

- **Agricultura:** la adición excedentaria de fertilizantes minerales y/o abonos orgánicos a los campos de cultivo provoca vertidos de nitrógeno y fósforo a las aguas dulces, que provoca la eutrofización de las mismas.
- **Entorno urbano:** en el entorno urbano se generan una gran variedad de contaminantes, incluyendo compuestos químicos de origen doméstico e industrial, productos farmacéuticos, nutrientes, pesticidas y patógenos.

Así, en el año 1991 se implanta la Directiva 91/271/CEE, donde se establecen las bases para la reducción en los vertidos de agua con sustancias contaminantes. Esta directiva afecta tanto a los vertidos realizados a masas de agua dulce como los realizados en zonas costeras.

Esta directiva también impulsa tanto la conexión de las redes de saneamiento a estaciones de tratamiento de aguas, como mejora de los niveles de calidad del vertido. Las exigencias de calidad del vertido se establecen en función de dos factores: la población equivalente que origina la corriente de agua residual, y las características del medio natural receptor. Para ello, clasifica el medio receptor en dos tipos de zonas: zonas sensibles propensas a la eutrofización y zonas no sensibles.

Un medio acuático se puede considerar como zona sensible si puede incluirse en uno de los siguientes grupos:

- a) Lagos de aguas dulces naturales, otros medios de agua dulce, estuarios y aguas costeras que sean eutróficos o que podrían llegar a ser eutróficos en un futuro próximo si no se adoptan medidas de protección.

- b) Aguas dulces de superficie destinadas a la obtención de agua potable que podrían contener una concentración de nitratos superior a la que establecen las disposiciones de la Directiva 75/440/CEE, de 16 de junio de 1975, relativa a la Calidad Requerida para las Aguas Superficiales Destinadas a la Producción de Agua Potable en los Estados miembros, siempre y cuando no se tomen medidas de protección.
- c) Zonas en las que sea necesario un tratamiento adicional para cumplir las directivas del Consejo.

Esta Directiva establece la necesidad de aplicar un tratamiento terciario que permita una mayor eliminación de nutrientes en las aguas vertidas a zonas sensibles. Se establecen las concentraciones límites de vertido de nitrógeno y fósforo, así como un porcentaje mínimo de reducción, que dependiendo de la situación local se podrán aplicar uno o los dos criterios (tabla 2).

Parámetros	Concentración (mg P/l)	Porcentaje mínimo de reducción
Fósforo total	De 10000 a 100000 h.e.: 2 mg P/l	80
	Más de 100000 h.e.: 1 mg P/l	
Nitrógeno total	De 10000 a 100000 h.e.: 15 mg N/l	70-80
	Más de 100000 h.e.: 10 mg N/l	

**Tabla 2: Requisitos de los vertidos procedentes de instalaciones de tratamiento de aguas residuales urbanas realizados en zonas sensibles.**

Mediante la Resolución de 10 de julio de 2006, de la Secretaría General para el Territorio y la Biodiversidad, se declaran las zonas sensibles en las Cuencas Hidrográficas, incluyendo entre las zonas sensibles a *l'Albufera* de Valencia, perteneciente a la Confederación Hidrográfica del Júcar.



## **2. OBJETIVOS Y JUSTIFICACIÓN**

---



## 2. OBJETIVOS Y JUSTIFICACIÓN

El presente Trabajo Final de Máster tiene como principal objetivo la determinación de la biomasa vegetal así como su contenido nutritivo, evaluación de la velocidad de crecimiento y la asimilación de nutrientes por parte las macrófitas presentes en el Filtro Verde V-30 y en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*.

En el Filtro Verde V-30 las macrófitas emergentes estudiadas han sido el carrizo (*Phragmites australis*) y la enea (*Typha latifolia*), mientras que en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa* la vegetación examinada ha sido, además del carrizo y la enea, el lirio amarillo (*Iris pseudacorus*).

El carrizo y la enea son dos especies vegetales ampliamente utilizadas en humedales artificiales a lo largo de todo el mundo, encontrándose multitud de estudios y artículos científicos sobre su cultivo y comportamiento, escritos muchos de ellos por autores de reconocido prestigio internacional. Sin embargo, respecto al lirio amarillo, hay pocos estudios científicos sobre el papel que desempeña esta macrófita en los humedales artificiales. Este Trabajo Final de Máster intentará establecer un punto de partida en el estudio del *Iris pseudacorus* como planta acuática empleada en la depuración de aguas mediante humedales artificiales.

Los objetivos generales a desarrollar en el presente Trabajo Final de Máster son:

- Determinar la biomasa existente en ambos filtros verdes y estimar las velocidades de crecimiento.
- Analizar y estudiar el contenido de los macronutrientes nitrógeno y fósforo en los tejidos de las macrófitas emergentes plantadas en ambos humedales artificiales.
- Evaluar la variación estacional del contenido en nitrógeno y fósforo de la vegetación.
- Evaluar la variación del contenido de nitrógeno y fósforo en función de la madurez de la vegetación.

- Determinar qué especie o especies optimiza el rendimiento de los humedales artificiales en función de factores como:
  - Velocidad de crecimiento.
  - Velocidad de asimilación de nutrientes.
  - Resistencia a las condiciones medioambientales.
- Determinar un calendario de cosechado de la vegetación.

Para llevar a cabo estos los objetivos propuestos se dispuso un periodo temporal de muestreo, durante los meses de junio de 2012 a enero de 2013, tomando diferentes muestras de plantas de los dos humedales artificiales cada 30 días aproximadamente, logrando reunir un total de más de 35 muestras de vegetación de diferentes especies, tratadas con diferentes modos de operación, cosechadas en dispar estado de maduración, a lo largo de varios periodos estacionales, y alimentadas con desiguales calidades de agua.

Posteriormente estas muestras vegetales se analizaron para determinar el contenido en nitrógeno y de fósforo, utilizando para ello las instalaciones del laboratorio de Ingeniería Sanitaria del departamento de Ingeniería Hidráulica y Medio Ambiente de la Universidad Politécnica de Valencia.

La motivación del presente Trabajo Final de Máster se establece para poder estudiar a fondo y poseer, de esta forma, la capacidad de determinar el papel que juegan las macrófitas emergentes en la depuración de las aguas contaminadas, mediante su aplicación en humedales artificiales en nuestra zona geográfica, obteniendo de esta forma datos verídicos de consulta para futuras instalaciones.

### **3. MARCO TEÓRICO**

---



## 3. MARCO TEÓRICO

### 3.1. Humedales

La definición de humedal según se describe en el convenio Ramsar es *“una zona de la superficie terrestre que está temporal o permanentemente inundada, regulada por factores climáticos y en constante interrelación con los seres vivos que la habitan”*.

Según el artículo 1 del párrafo 1, de dicho convenio, se consideran humedales *“las extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de aguas, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros”*.

El carácter distintivo de los humedales está en la escasa profundidad del nivel freático, con la consecuente alteración del régimen del suelo. La vegetación específicamente adaptada a estas condiciones de inundación, cuasi permanentes, se denomina hidrófita o macrófita. Las peculiaridades del entorno hacen que la fauna presente sea por lo general endémica y netamente diferenciada de las zonas adyacentes.

Los humedales reciben, mantienen y reciclan nutrientes que son arrastrados continuamente por las aguas desde las cuencas altas. Estos nutrientes permiten una abundante vegetación macro y microscópica que transforma compuestos inorgánicos en materia orgánica, directa o indirectamente, necesaria para la vida animal. Se establecen, por tanto, unas redes tróficas que abarcan una gran variedad de especies y que sobrepasan los límites geográficos de los humedales.

Otra de las funciones de los humedales, quizá la más importante y menos conocida, es su capacidad para depurar el agua. Los humedales pueden eliminar o transformar gran cantidad

de contaminantes, incluyendo materia orgánica, sólidos en suspensión, metales o exceso de nutrientes.

Según su origen los humedales se pueden clasificar en dos grupos, los naturales y los artificiales. Tanto los humedales naturales como los artificiales podrían, a priori, ser zonas que permitirían un adecuado tratamiento de las aguas residuales, pero las restricciones derivadas de su naturaleza como dominio público, las exigencias en cuanto a la calidad de los vertidos en ellos y la falta de control sobre la circulación de las aguas en el caso de los humedales naturales, hacen que su uso sea inviable para la depuración de aguas, ya que los inconvenientes medioambientales pueden llegar a ser peores que las ventajas del tratamiento.

### **3.2. Humedales artificiales**

Como ya se ha comentado anteriormente, en la actualidad, se encuentra cada vez más extendido el empleo de sistemas de depuración natural para el tratamiento de las aguas residuales. Un claro ejemplo del empleo de esta tecnología son las pequeñas comunidades rurales, donde por su propia localización geográfica y su grado de desarrollo, presentan una problemática particular frente a la provisión de los servicios de saneamiento y depuración; los sistemas de depuración natural, ofrecen buenas prestaciones.

Estos sistemas son el resultado de un trabajo de diseño ecológico tomando como fuente de inspiración, los ecosistemas acuáticos naturales. Con ello se consigue no sólo el tratamiento de las aguas residuales, sino además, convertir los residuos presentes en el agua en una serie de productos potencialmente aprovechables por el medio. Por lo tanto, se plantea el tratamiento de las aguas residuales no sólo como una acción de mejora ambiental, sino también como un mecanismo de recuperación, ahorro y de integración ambiental y socioeconómica. Estos sistemas poseen un alto valor paisajístico, y además fomentan la biodiversidad de los ecosistemas húmedos, los cuales actualmente se encuentran en vías de deterioro y desaparición por la presión del hombre.

La diferencia fundamental entre un sistema de depuración natural y un sistema convencional de tratamiento de aguas, estriba en que, en este último, el proceso ocurre de manera secuencial, en reactores, y a una velocidad acelerada, precisando de unos tiempos de retención hidráulicos bajos; mientras que en los humedales artificiales, el proceso se desarrolla en un único “reactor” y el proceso ocurre a la velocidad natural, por tanto, precisa de tiempos de residencia hidráulica mayores. Este hecho hace que el ahorro de energía que se consigue mediante los sistemas de depuración natural, se compense con la necesidad de una mayor superficie para realizar el proceso.

Los humedales, tanto los artificiales como los naturales, se consideran un complejo ecosistema, en el que intervienen para la depuración de las aguas toda una serie de mecanismos y elementos como:

- **El sustrato.** Se emplea para la eliminación de los sólidos en suspensión presentes en el agua por medio de un sistema de filtración. Pero además, sirve como soporte para las plantas macrófitas así como para la fijación de las bacterias, aumentando de este modo, la superficie de contacto existente entre éstas y el agua, y con ello, el grado de depuración biológica.
- **Las plantas acuáticas emergentes.** Son plantas macrófitas, que están adaptadas a la hidrología y a las condiciones del suelo que se dan en estos ecosistemas. Viven en aguas poco profundas, arraigadas en el suelo. Sus tallos y hojas emergen fuera del agua, y pueden alcanzar alturas de entre unos pocos centímetros hasta los 3 metros, según especies. Son vegetales más productivos que sus homólogos terrestres de zonas templadas. La parte fotosintética es aérea, y poseen mecanismos de intercambios de gases con la zona radicular ubicada en un lecho anóxico.

Cabe destacar, que el agua influente que se introduce en los humedales artificiales, generalmente, se someten a un pretratamiento (rejas de desbaste y desengrasado) y a un tratamiento primario (habitualmente en Tanques Imhoff de decantación).

### 3.2.1. Evolución histórica

Los primeros experimentos destinados a probar la capacidad de depuración con sistemas de humedales artificiales fueron llevados a cabo por la Dra. Käthe Seide Seidel en 1952, en el instituto Max Plank de Alemania. A partir de entonces y durante las décadas de 1950 y 1960 Seidel trabajó junto Kickuth y desarrollaron el tratamiento conocido como “Root Zone Method”, que corresponde a un humedal de flujo subsuperficial relleno de arcilla. (Kadlec, 2009).

En 1971 se inició el estudio de un humedal natural al que se le vertía un efluente secundario con el objetivo de evitar la eutrofización de un lago situado aguas abajo (Houghton Lake, Michigan, EE. UU.). A partir de 1972 se empezaron a estudiar otros humedales construidos de flujo superficial en Michigan, Florida y California (EE.UU.) que trataban efluentes secundarios.

El primer estudio de un humedal construido de flujo subsuperficial a escala real se realizó en 1974 en Wolverton, Mississippi (EE.EE). En Europa el primer humedal artificial se construyó en Othefresen (Alemania) en ese mismo año. Este humedal, fue diseñado siguiendo el modelo del instituto Max Plank y trataba agua residual doméstica.

En Inglaterra el interés por estos sistemas de depuración se inició en 1985 cuando un grupo de investigadores del “Water research Center” (Swindon) visitó Alemania para documentar las experiencias del grupo de investigación de Seidel y Kickuth.

Cabe destacar que algunas de las primeras experiencias entre 1970 y 1980 fracasaron debido principalmente a que se utilizaba como material granular el propio suelo en el que se realizaba la obra y la colmatación en algunos casos aparecía al muy poco tiempo. Hasta finales de los años 80 no se comprendió que no se podía utilizar como substrato el propio suelo, a no ser que se garantizara una conductividad hidráulica adecuada y permanente.

Una vez superado este problema, y gracias a la utilización de gravas como substrato, se empezaron a construir gran número de humedales. En el año 1998 se estimaba que habían construidas miles de estas instalaciones repartidas por todo el mundo (Cole, 1998).

En cuanto a la bibliografía y documentación asociada a los humedales artificiales, no fue hasta finales de 1980 cuando apareció el primer manual con criterios de diseño y constructivos (U.S. EPA, 1988). También se creó el grupo especializado en humedales artificiales, la International Water Association (IWA). Desde entonces, han aparecido excelentes manuales científicos y técnicos, y capítulos de libros que han ido recopilando el conocimiento y el estado de esta tecnología.

Muchas de estas referencias fueron de necesaria consulta para el desarrollo de este trabajo y se pueden consultar en el apartado final de referencias bibliográficas.

### 3.2.2. Ventajas e inconvenientes

Los Humedales Artificiales, como cualquier otro sistema de depuración de aguas residuales, presentan una serie de ventajas e inconvenientes, que pueden aconsejar o no, su utilización en cada caso concreto. Las ventajas que presentan de estos sistemas son:

- **Bajo o nulo aporte energético.** Estos sistemas de depuración no necesitan aportación energética para llevarse a cabo, siempre y cuando las aguas residuales a tratar puedan circular por gravedad. Si la morfología del terreno no lo permite será necesario un sistema de bombeo que permita la entrada o salida del agua (según casos) en el humedal.
- **Simplicidad de mantenimiento y explotación.** El proceso de tratamiento es muy fácil de controlar, pudiéndose automatizar la entrada y salida de agua y evitando así la presencia de operarios en la instalación. Un humedal artificial estándar posee una mínima presencia de equipos electromecánicos, minimizando o incluso eliminando las incidencias por averías mecánicas. Tanto las operaciones de mantenimiento

como de explotación pueden llevarse a cabo por personal no especializado, siendo además, la mayoría de estas operaciones asimilables a las labores agrícolas.

- **Funcionamiento eficaz aun con grandes oscilaciones de caudal y carga.** Gracias a su gran capacidad de resiliencia, al igual que sucede con los ecosistemas naturales, estos sistemas son autorreguladores y pueden absorber grandes oscilaciones, tanto de caudal como de carga contaminante.
- **Simplificación del manejo de lodos.** Bien porque éstos no se generan (siempre que el agua proceda de un tratamiento secundario de la EDAR) o bien porque éstos decantan en un cono Imhoff con purgas tras largos periodos de tiempo.
- **Posible aprovechamiento de la biomasa vegetal generada.** Bien como combustible para generación energética, ornamentación o alimentación animal, entre otros.
- **Restauración de zonas húmedas.** Los humedales de flujo superficial principalmente, permiten la creación y restauración de zonas aptas para potenciar la vida salvaje, la educación ambiental y las zonas de recreo.
- **Mínima producción de olores,** al estar expuestas al aire las aguas a tratar en los humedales de flujo superficial.
- **Perfecta integración ambiental.**

Como principales desventajas pueden citarse:

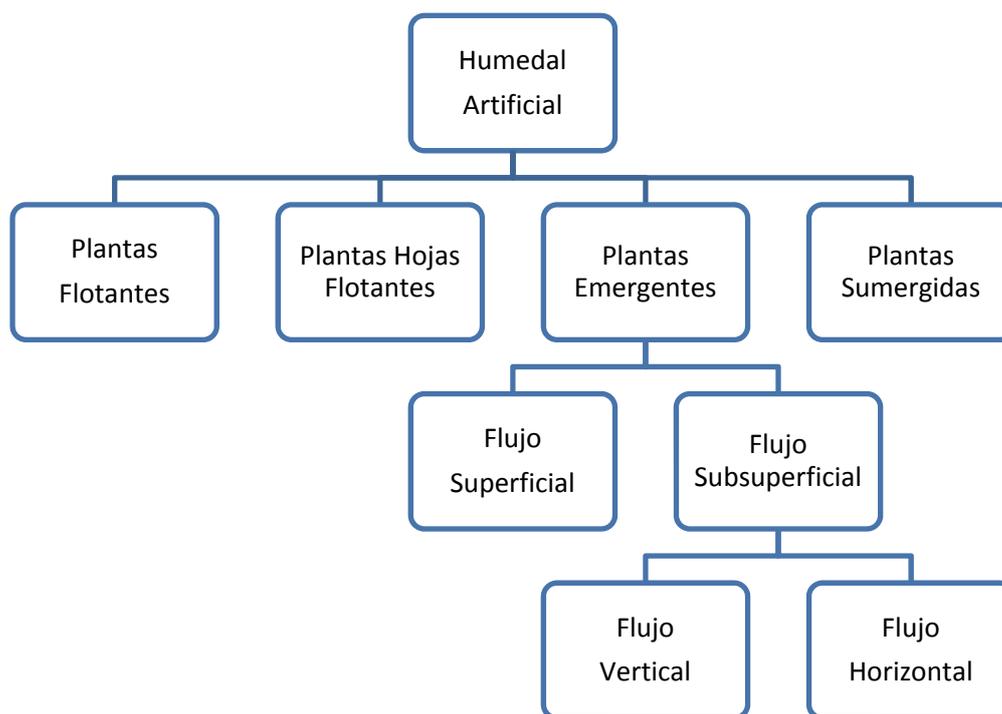
- **Exigen mayor superficie de terreno** para su implantación que las tecnologías convencionales de depuración, lo que puede repercutir en los costes de construcción siempre y cuando sea necesaria la adquisición de los terrenos.
- **Larga puesta en marcha del sistema,** que va desde meses hasta un año en los sistemas de flujo subsuperficial y hasta varios años en los sistemas de flujo superficial.
- **Riesgo de colmatación del sustrato** en los humedales de flujo subsuperficial si éste no se elige convenientemente. También pueden provocar colmataciones en la instalación los vertidos anómalos con elevadas concentraciones de sólidos en suspensión o grasas.
- **Pérdidas de agua por evapotranspiración,** lo que incrementa la salinidad de los efluentes depurados.

- **Posible aparición de mosquitos** y demás insectos asociados al agua en los humedales de flujo superficial.

Los humedales artificiales, en general, presentan pocas posibilidades de actuación y control ante modificaciones de las condiciones operativas, por lo que es muy importante que estén bien concebidos, dimensionados y construidos.

### 3.2.3. Tipología de humedales artificiales

Los humedales artificiales se pueden clasificar atendiendo a dos criterios, el tipo de vegetación que poseen y según el flujo de agua dentro del filtro. En la figura 2 se pueden ver los diferentes tipos de humedales artificiales que se pueden construir.



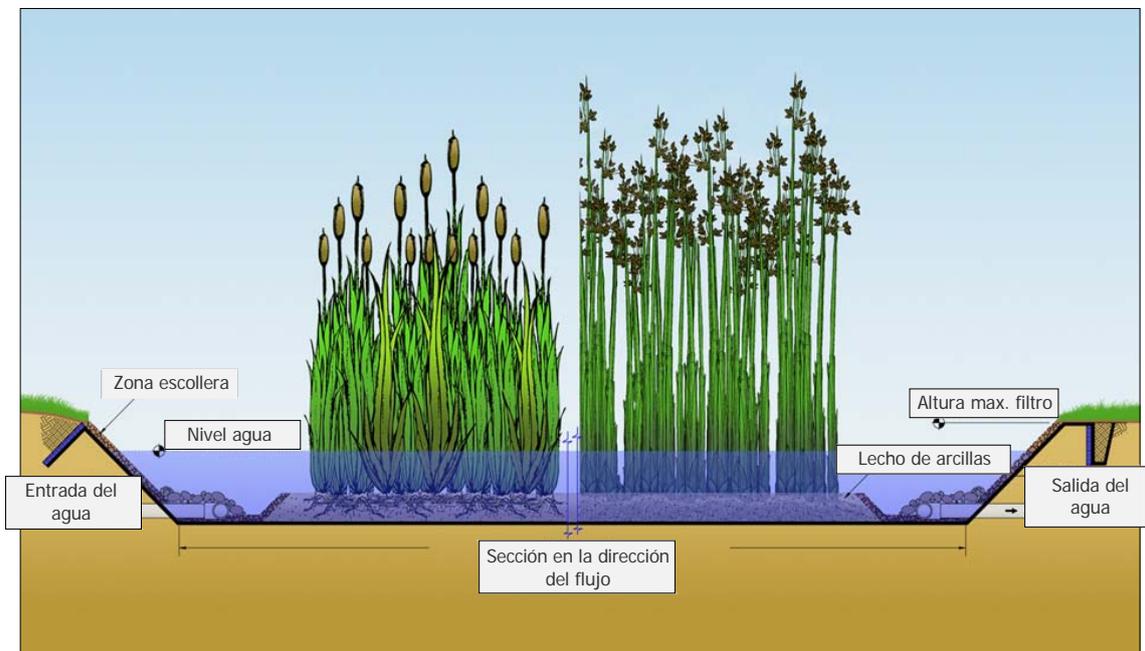
**Figura 2: Clasificación de los humedales artificiales para el tratamiento de aguas residuales. Fuente: Adaptado de Vymazal, 2007.**

A continuación se describen los tres tipos de humedales artificiales, que se según la bibliografía consultada, son los más comunes con plantas macrófitas emergentes.

### 3.2.3.1. Humedales artificiales de flujo superficial

Los humedales de flujo superficial o "Free Water System" (FWS) consisten en canales estrechos de gran longitud en los que circula el agua laminada de forma libre. La profundidad de la columna de agua suele variar entre los 30 a 60 cm (figura 3) Las plantas emergentes se enraízan en el lecho del canal siendo aconsejable la impermeabilización del mismo para evitar la percolación de las aguas a tratar.

Éstos se suelen emplear para tratar agua residual de una forma continua. El tratamiento se produce durante la circulación del agua a través de los tallos y raíces de la vegetación emergente.



**Figura 3: Esquema de funcionamiento de un humedal artificial con flujo superficial.**  
Fuente: modificado de <http://www.natsys-inc.com/>

Los humedales artificiales de flujo superficial, tal y como se ha explicado con anterioridad, pueden también diseñarse para crear nuevos hábitats para la flora y fauna, mejorar las condiciones de terrenos pantanosos naturales próximos o incrementar la calidad de los efluentes depurados en las estaciones de tratamiento.

### 3.2.3.2. Humedales artificiales de flujo subsuperficial

Los humedales artificiales con flujo subsuperficial (Subsurface flow System, SFS), consisten en canales o zanjas con fondos impermeables, en los que el flujo de agua atraviesa un relleno de granular donde se asienta el sistema radicular de la vegetación plantada. La profundidad de los canales suele variar entre los 0,3 y 0,9 metros. Tal y como se ha podido observar en la figura 4, existen dos tipologías dentro de los humedales artificiales de flujo subsuperficial, los de flujo subsuperficial horizontal y los de flujo subsuperficial vertical.

#### a) Flujo subsuperficial horizontal

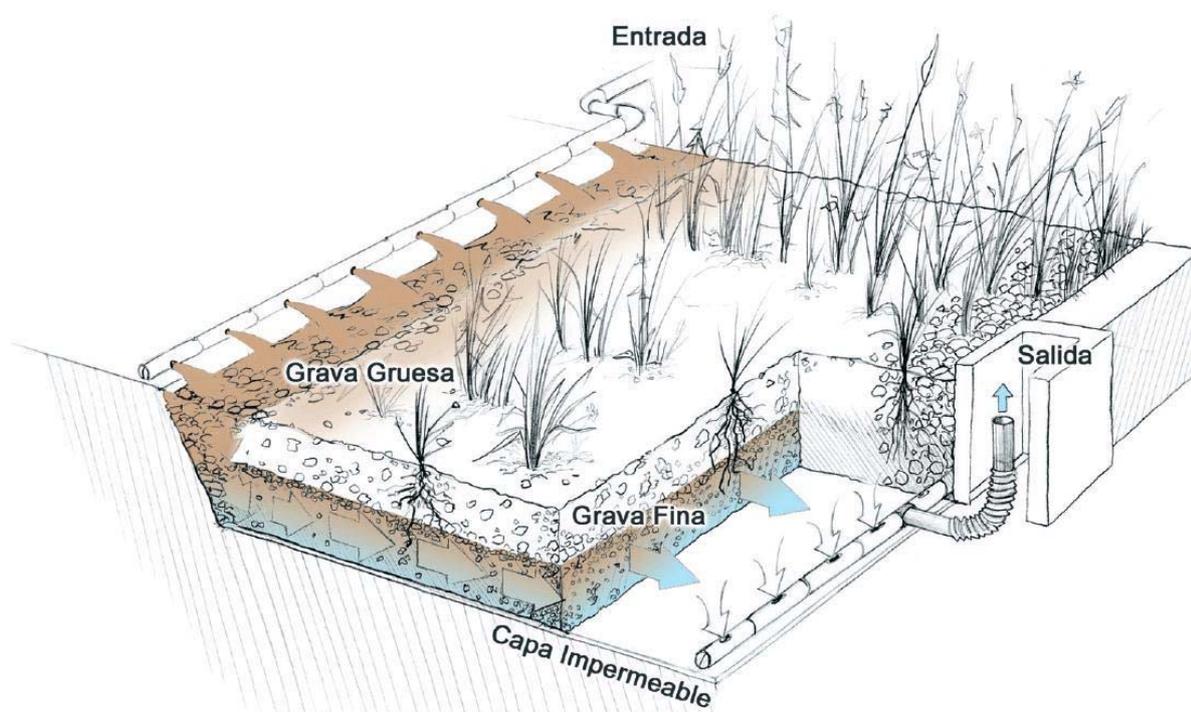


Figura 4: Esquema humedal artificial tipo flujo subsuperficial horizontal.  
Fuente: <http://depuranatura.blogspot.com.es>

Las aguas residuales, tras un desbaste y un tratamiento primario, circulan horizontalmente a través del medio granular, donde se asientan las raíces y los rizomas de las plantas. Se introduce el agua por un extremo del filtro y se extrae por el extremo contrario, tal y como se muestra en la figura 4. Este tipo de humedales se caracterizan por estar permanentemente inundados, es decir que la alimentación es continua, encontrándose la lámina de agua entre 0,1 y 0,05 metros por debajo de la superficie.

### b) Flujo subsuperficial vertical

En este tipo de humedales, las aguas residuales, tras un desbaste y un tratamiento primario, discurren de manera vertical, a través de un medio poroso donde están arraigadas las plantas macrófitas. La alimentación se realiza mediante tuberías dispuestas longitudinalmente al filtro. La salida del agua se realiza por el extremo opuesto del humedal, recogiendo el agua en una red de drenaje que se sitúa en el fondo del lecho de gravas. La inundación del filtro se puede realizar de forma continua o a pulsos.

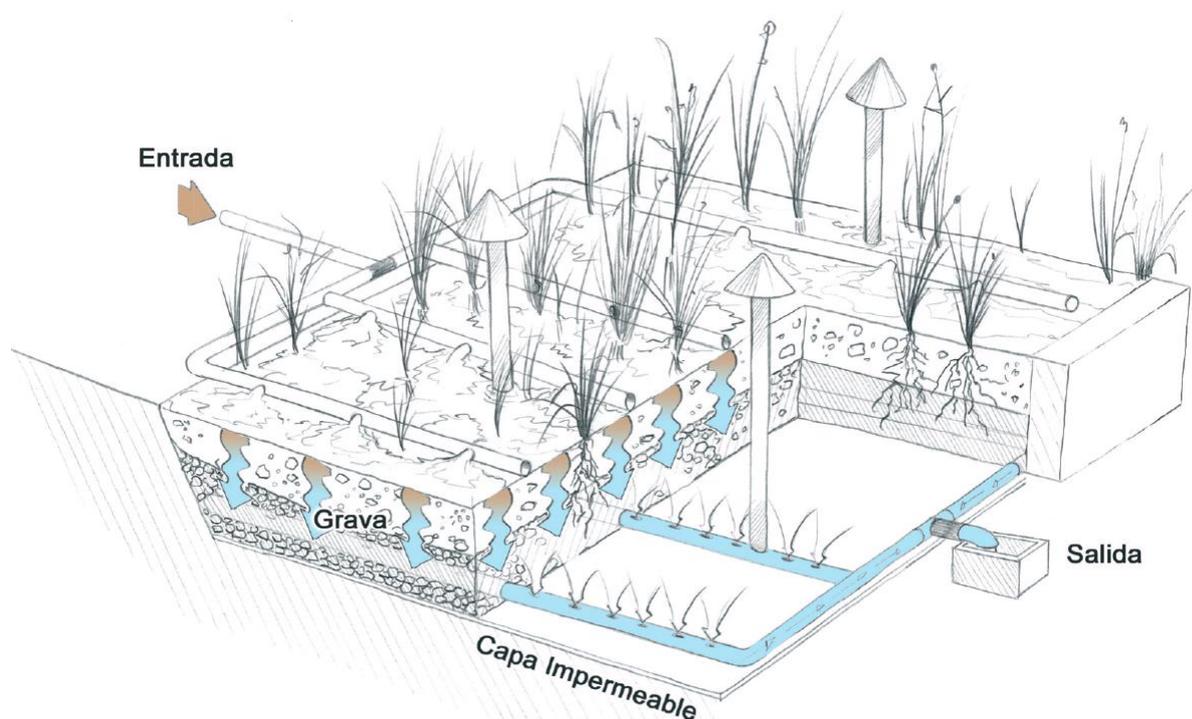


Figura 5: Esquema humedal artificial tipo flujo subsuperficial vertical.

Fuente: <http://depuranatura.blogspot.com.es>

Este tipo de humedales poseen tuberías de aireación, tal y como se muestran en la figura 5. Estos elementos sirven para airear el lecho en profundidad y así mejorar y favorecer los procesos de degradación aeróbica y la nitrificación.

La principal diferencia entre los humedales de flujo subsuperficial horizontal y vertical, reside en que los humedales de flujo subsuperficial vertical producen efluentes nitrificados (P. Cooper, 2005). Otra diferencia es que los sistemas verticales poseen una mayor capacidad de tratamiento que los horizontales, es decir requieren de menor superficie para tratar una determinada carga orgánica. Por el contrario los humedales de flujo horizontal son menos susceptibles a la colmatación.

#### **3.2.4. Mecanismos de depuración**

Los mecanismos involucrados en la eliminación de los principales contaminantes presentes en las aguas residuales a tratar mediante el empleo de humedales artificiales son: eliminación de sólidos en suspensión, eliminación de materia orgánica, eliminación de nutrientes y eliminación de microorganismos patógenos.

##### **a) Eliminación de sólidos en suspensión**

En la eliminación de la materia en suspensión mediante humedales artificiales intervienen procesos de:

- **Sedimentación.** La materia en suspensión sedimentable, principalmente de naturaleza orgánica, presente en las aguas a tratar decanta por la acción exclusiva de la gravedad.
- **Floculación.** Permite la sedimentación de partículas de pequeño tamaño, o de menor densidad que el agua, al producirse agregados de las mismas con capacidad para decantar por gravedad.
- **Filtración.** Se produce la retención de materia en suspensión al pasar las aguas a través del conjunto que forma el sustrato, los rizomas, las raíces y los tallos de la vegetación.

La eliminación de la materia en suspensión tiene lugar, principalmente, por fenómenos de sedimentación y de filtración de las aguas a su paso por toda la masa de tallos. Para lograr elevados rendimientos de eliminación de materia en suspensión se requiere disponer de zonas con abundante vegetación, que faciliten la sedimentación (al disminuir la velocidad de paso de las aguas tal y como se ha descrito con anterioridad) y la filtración, a la vez que, por el efecto sombra, se evita el crecimiento excesivo de microalgas.

Para evitar la rápida colmatación de los sustratos filtrantes se hace imprescindible la existencia de un pretratamiento y de un tratamiento primario, que elimine un alto porcentaje de la materia en suspensión presente en las aguas residuales a tratar.

### **b) Eliminación de materia orgánica**

La materia orgánica, presente en forma de materia en suspensión sedimentable en las aguas residuales a tratar, irá decantando paulatinamente en los humedales y experimentará procesos de degradación biológica. Igualmente, parte de la materia orgánica, presente en forma particulada, quedará retenida por filtración, al pasar las aguas por el entramado sustrato-raíces-tallos. Sobre la materia orgánica disuelta, al igual que sobre la particulada, actúan los microorganismos presentes en el humedal, principalmente bacterias, que utilizarán esta materia orgánica a modo de sustrato.

En las distintas modalidades de humedales artificiales se dan zonas con presencia o ausencia de oxígeno, por lo que la acción de las bacterias sobre la materia orgánica tiene lugar tanto a través de procesos biológicos aerobios como anaerobios.

### **c) Eliminación de nutrientes**

Los humedales artificiales son capaces de eliminar nitrógeno y fósforo del agua residual, tanto a corto plazo como a largo plazo. Ambos elementos son macronutrientes esenciales para el crecimiento de la vegetación, de modo que en ocasiones, si la cantidad disponible no es suficiente, puede ser un factor limitante para la productividad vegetal, no obstante este hecho

no suele producirse puesto que las aguas residuales suelen ser bastante ricas en nutrientes. Más adelante se dedica un apartado a la eliminación de nitrógeno y fósforo del agua en un humedal artificial.

#### **d) Eliminación de microorganismos patógenos**

Los organismos patógenos presentes en las aguas residuales a tratar se eliminan en los humedales artificiales por diferentes mecanismos, como es la absorción de los patógenos sobre las partículas del sustrato filtrante y por la acción depredadora de bacteriófagos y protozoos. En los humedales artificiales la eliminación de coliformes fecales se ajusta a modelos de cinética de primer orden, lográndose la mayor parte de la supresión en los primeros tramos de los humedales de forma que hacia la mitad de los mismos ya se ha eliminado del orden del 80% de estos microorganismos.

#### **3.2.5. Las plantas macrófitas**

Las plantas acuáticas o macrófitas son plantas adaptadas a los medios muy húmedos o acuáticos tales como lagos, estanques, charcos, estuarios, pantanos, orillas de los ríos, deltas o lagunas marinas. Su adaptación al medio acuático es variable, así se pueden encontrar especies de plantas que viven totalmente sumergidas, y otras especies las más numerosas, parcialmente sumergidas o con hojas flotantes.

Generalmente están arraigadas en el lecho del medio acuático, aunque algunas son libres flotando en la superficie del agua, caso de la lenteja de agua (genero *Lemna*). Todas las especies de macrófitas están adaptadas al modo de vida acuático tanto en su parte vegetativa como reproductiva, es por eso que se plantan estas especies vegetales en los humedales artificiales.

### 3.2.5.1. Funciones

En los sistemas de tratamiento mediante humedales artificiales, el agua residual es tratada principalmente por medio de la sedimentación y del metabolismo bacteriano que se desarrolla en el lecho poroso del filtro y en la superficie de las macrófitas allí plantadas. Estas dos operaciones se llevan a cabo de igual forma en las plantas de tratamiento convencionales. La principal diferencia con una estación depuradora de aguas residuales, reside, en que en este caso, además de lo anterior, las plantas acuáticas llevan a cabo su propia función, de modo que complementan la capacidad depuradora del sistema. Las principales funciones de las plantas acuáticas son (Brix, 1994):

- **Medio de soporte** para el crecimiento microbiano, además actúan como medio filtrante y medio adsorbente de sólidos y nutrientes. Tanto las hojas como los tallos sumergidos de las plantas acuáticas, suponen una gran superficie en la que se pueden fijar las bacterias; estos “biofilms” son los responsables de la mayor parte de los procesos biológicos de depuración de aguas que se producen en los humedales.
- **Suministran oxígeno** al lecho anóxico del humedal a través del sistema radicular.
- **Atenúan la radiación solar** sobre la superficie del agua o del filtro de modo que impiden o limitan el crecimiento de las algas o malas hierbas, según tipología del filtro.
- **Atenúan el efecto del viento** sobre las aguas, de tal forma que favorece la sedimentación de partículas y se evita la resuspensión de las mismas.
- **Estabilizan el suelo**, los ribazos y las motas de los humedales gracias a su sistema radicular.
- **Aíslan a la superficie de las de las heladas** del invierno, gracias a la hojarasca que cubre la superficie del filtro, además en los meses más calurosos del verano gracias al efecto sombreado y a esa misma hojarasca se mantiene el suelo más fresco.
- **Eliminan nutrientes**. Las plantas asimilan nutrientes del medio para llevar a cabo su ciclo vegetativo. Los vegetales, en general, tienen la capacidad de tomar macronutrientes y micronutrientes a través de los tallos y hojas, aunque es por medio de su sistema radicular por donde toman la gran mayoría de estos elementos. En

apartados posteriores se hará énfasis sobre los mecanismos de toma de nutrientes por parte de las plantas.

- **Proporcionan un hábitat adecuado** para numerosas especies animales, además de dotar del valor añadido de paisajismo a la zona donde se implanten.

Un efecto que de forma generalizada se ha atribuido a las plantas macrófitas, es la liberación de antibióticos por parte de las raíces, con la consecuente eliminación de microorganismos patógenos del medio, aunque ciertamente la cantidad de estos antibióticos exudados causa dudas al respecto de su efectividad para afectar a los patógenos. Lo que sí está demostrado es que ciertas especies de bacterias y hongos excretan sustancias inhibidoras creando condiciones ambientales que impiden a sus competidores vivir en la misma área que ellas (Decamp, 1999; Ottová, 1997).

La presencia de macrófitas en el filtro produce una disminución de la velocidad del agua de entrada al humedal, además provocan que el caudal se distribuya de forma uniforme por toda la superficie. Los efectos físicos de estos dos factores son que se mejora la sedimentación de los sólidos suspendidos en el agua, se reduce el riesgo de erosión del lecho y de resuspensión de sólidos y por último, al disminuir la velocidad del agua, se aumenta el tiempo de contacto entre el agua y la planta, acrecentando la transferencia de sustancias entre ambos.

Por último cabe destacar que las plantas acuáticas tienen efectos sobre la conductividad hidráulica del lecho. La conductividad hidráulica del medio filtrante, se puede definir como la facilidad de conducción de un flujo de agua a través de un medio poroso, expresándose en unidades de velocidad (en m/s). Existen opiniones contrapuestas referentes a que si la presencia de macrófitas favorece o no, la conductividad hidráulica del suelo. Algunos autores sostienen que, cuando mueren las raíces y rizomas, los poros tubulares y macroporos que dejan, incrementan y estabilizan la conductividad hidráulica del suelo (Brix, 1994). Sin embargo, existen otros autores que afirman que la conductividad hidráulica decrece por la difícil degradación de los sistemas radiculares de las plantas macrófitas, sobre todo de la especie *Typha* (Alvarez, 2007).

### 3.3. Nutrientes

#### 3.3.1. Nitrógeno

##### 3.3.1.1. El nitrógeno en la naturaleza

El nitrógeno en estado natural se puede presentar en diversos estados y formando parte de multitud de compuestos, esto es debido básicamente a que los seres vivos cuentan con una gran proporción de nitrógeno en su composición química, siendo por tanto, un elemento esencial para el desarrollo de muchas especies.

El mayor depósito de nitrógeno en el planeta está en la atmósfera, siendo el compuesto mayoritario, representando alrededor del 78 % del volumen total. El nitrógeno molecular ( $N_2$ ) de la atmósfera es inerte y no aprovechable directamente por la mayoría de los seres vivos, siendo necesaria la fijación del mismo de forma abiótica o por parte microorganismos.

En la fijación biológica del nitrógeno, los microorganismos toman el  $N_2$  atmosférico y lo transforman en nitrógeno orgánico, logrando incorporarse de esta forma, al metabolismo de los seres vivos. El nitrógeno orgánico en los organismos forma parte de una gran variedad de compuestos entre los que se incluyen aminoácidos, urea, ácido úrico y pirimidinas entre otros. Los aminoácidos son los principales componentes de las proteínas los cuales son un grupo de complejos compuestos orgánicos esenciales para todas las formas de vida. Los aminoácidos están compuestos químicamente por un grupo amino ( $-NH_2$ ) y un grupo carboxilo ( $-COOH$ ), unidos a un carbono central (figura 6).

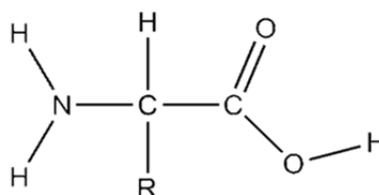


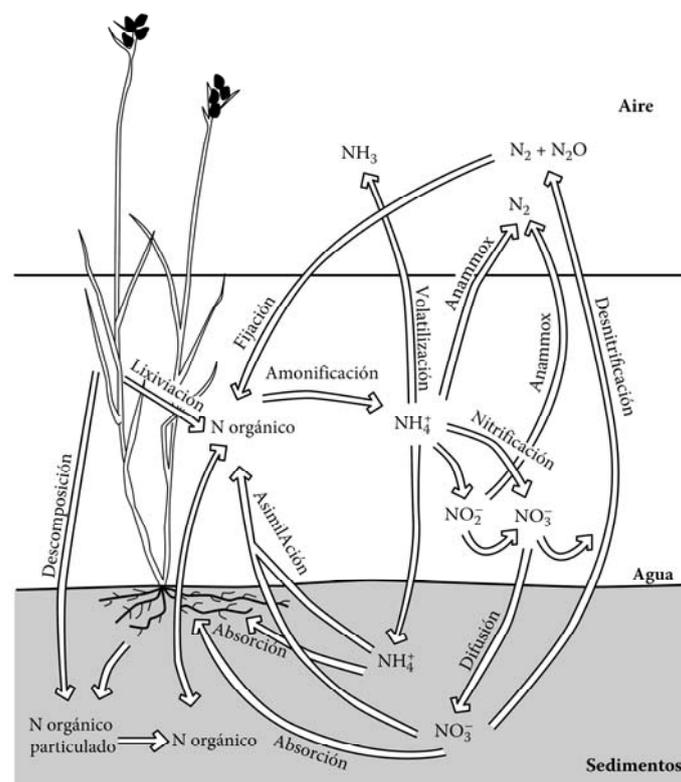
Figura 6: Estructura química de los aminoácidos.  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>

La urea ( $\text{CNH}_4\text{O}$ ) y el ácido úrico ( $\text{C}_4\text{N}_4\text{H}_4\text{O}_3$ ) son una de las formas más simples de nitrógeno orgánico que existen en los sistemas acuáticos. La urea es el resultado fisiológico de la eliminación del amonio, produciéndose tras la utilización de los aminoácidos para la producción de energía por parte de las células. Este proceso metabólico denominado ciclo de la urea lo realizan los mamíferos para poder eliminar el amonio, que es tóxico, convirtiéndolo en una forma un poco menos peligrosa como es la urea. El ácido úrico lo producen los insectos, aves y algunos reptiles con el mismo propósito que los mamíferos producen urea.

El primer compuesto de la reacción tras la fijación del nitrógeno es el amoníaco ( $\text{NH}_3$ ), pero este compuesto se ioniza rápidamente formando amonio ( $\text{NH}_4$ ), compuesto mucho más estable que sí que puede ser tomado directamente por parte de las plantas. Tal y como se verá más adelante el amonio en medios aerobios se nitrifica, pasando en primer lugar a nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ) y posteriormente a nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), proceso que se denomina nitrificación. El compuesto resultante, el nitrato, es altamente estable.

### 3.3.1.2. Ciclo del nitrógeno

En la figura 7 se muestran los principales componentes del ciclo del nitrógeno en los humedales artificiales. Las diferentes formas del nitrógeno están continuamente inmersas en diferentes transformaciones químicas desde la forma inorgánica del nitrógeno a la orgánica, y viceversa. Muchos de esos procesos requieren energía para llevarse a cabo mientras que otros procesos la ceden, son estos últimos los que aprovechan los organismos para su crecimiento y supervivencia.



**Figura 7: Ciclo del Nitrógeno en humedales.**  
Fuente: modificado de Kadlec, 2009.

Los principales procesos que se llevan a cabo en el sistema son:

- a) Entradas de nitrógeno al sistema:
  - i. Fijación del nitrógeno atmosférico
  - ii. Mineralización de la materia orgánica
  - iii. Nitrificación
  - iv. Entrada con el agua residual
- b) Salidas de nitrógeno del sistema:
  - i. Inmovilización por seres vivos
  - ii. Fijación en los sedimentos
  - iii. Desnitrificación
  - iv. Volatilización
  - v. Salidas con el agua residual
  - vi. Pérdidas por infiltración en el subsuelo

Éste apartado se centrará en las transformaciones, tanto químicas, como biológicas del nitrógeno.

## **a) Entradas de nitrógeno al sistema**

### **i. Fijación del nitrógeno atmosférico**

Alrededor del 80 % de la atmósfera terrestre está compuesta por nitrógeno, sin embargo este elemento se encuentra disponible en una forma atómica muy estable ( $N_2$ ), la cual no es válida para su absorción por parte de las plantas (Maathuis, F. 2009). Las plantas únicamente pueden absorber nitrógeno inorgánico a través de su sistema radicular para así incorporarlo a su biomasa. El paso del nitrógeno contenido en la atmósfera a nitrógeno mineral en el suelo asimilable por la vegetación, se denomina fijación del nitrógeno proceso que consume mucha energía y que se puede realizar por dos medios:

- Fijación abiótica del nitrógeno: ocurre de forma natural como consecuencia de una descarga eléctrica o una combustión, posteriormente el agua de lluvia se encarga de incorporar esos compuestos al suelo.
- Fijación biológica del nitrógeno: la realizan tanto bacterias que viven de forma independiente, como bacterias que viven en simbiosis (genero *Rhizobium*, p.e.) con algunas especies vegetales de la familia de las leguminosas y solanaceas, entre otras.

Se estima que a nivel global, la fijación de nitrógeno a la biosfera puede alcanzar unos 250 millones de toneladas al año, de las que 150 toneladas corresponderían a la fijación biológica.

### **ii. Mineralización de la materia orgánica**

El proceso general de mineralización de la materia orgánica se realiza lentamente por la acción enzimática de los microorganismos, que van fraccionando poco a poco las unidades moleculares complejas en unidades cada vez más simples, hasta llegar a la producción final de ácidos orgánicos, anhídrido carbónico y el ion amonio ( $NH_4$ ). Es por este motivo que a esta fase también se le suele llamar amonificación.

En este proceso se producen numerosas reacciones de hidrólisis así como de oxidación y reducción, y en ellas participan activamente todo tipo de bacterias heterótrofas, así como otros microorganismos saprofitos que utilizan la energía química de la materia orgánica para sus procesos vitales, siendo en cierto modo, el nitrógeno mineral producido un subproducto del metabolismo microbiano. Esquemáticamente el proceso de mineralización se puede dividir en dos etapas principales:

Materia orgánica (N) → Compuesto-NH<sub>2</sub> + CO<sub>2</sub> + energía

Compuesto-NH<sub>2</sub> → Ácidos orgánicos + NH<sub>4</sub> + energía

La primera de estas etapas sería la obtención de compuestos aminados mediante proteólisis y la segunda la amonificación propiamente dicha. En ambas reacciones se produce energía que posteriormente utilizarán los microorganismos.

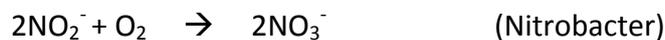
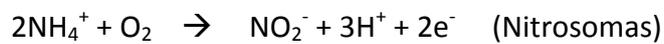
El amonio presente en la solución del agua, puede estar en forma de amonio no ionizado (NH<sub>3</sub>, amoniaco) o en forma ionizada (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, ion amonio). El amonio total es el resultado de la suma del amonio no ionizado y el amonio ionizado. Estos dos estados en el agua dependen fundamentalmente de la temperatura y del pH. En el medio natural, la forma ionizada del amonio es predominante en la solución del agua, ya que a una temperatura del agua de 25°C y un pH de 7, el amonio no ionizado representa únicamente el 0,6 % del amonio total (Kadlec and Wallace, 2009). En este TFM se denominará a la suma como, nitrógeno amonio o amonio, indistintamente.

### iii. Nitrificación

La nitrificación es el principal mecanismo por el cual se puede reducir la concentración de amonio en el agua. Es un proceso quimioautótrofo, que lo producen bacterias autótrofas. La energía necesaria para el crecimiento de las bacterias es suministrada por la oxidación del amonio, siendo el dióxido de carbono usado como fuente de carbono. Esta reacción sólo se lleva a cabo en presencia de oxígeno en el medio.

La nitrificación se produce en dos pasos, en el primero el nitrógeno amoniacal es oxidado a nitrito, esta etapa la producen las bacterias del género Nitrosomas. En un segundo paso el nitrito se oxida a nitrato, siendo las causantes de esta transformación las bacterias del género Nitrobacter.

En el primer paso de la reacción se consumen 3,43 g de oxígeno por cada gramo de amonio oxidado, mientras que en el segundo paso son necesarios 1,14 g de oxígeno por cada gramo de nitrito oxidado a nitrato. En total por cada gramo de amonio oxidado a nitrato se consumen 4,3 gramos de oxígeno.



En el proceso de nitrificación del amonio, se consumen aproximadamente 7,1 g de alcalinidad (como  $\text{CaCO}_3$ ) (U.S. EPA, 1993), por lo tanto la nitrificación hace descender la alcalinidad y pH en el medio.

Las bacterias nitrificantes son organismos altamente sensibles y extremadamente susceptibles a un amplio abanico de inhibidores (Vymazal, 2008):

- Altas concentraciones de nitrógeno amoniacal.
- La alcalinidad del medio.
- El rango de pH va de 7.5 a 8.6 (Cooper, 1996).
- La temperatura del agua, siendo la mínima temperatura de crecimiento de las bacterias del género Nitrosomas de 5°C y para las del género Nitrobacter de 4°C;
- La concentración mínima de oxígeno disuelto en el agua debe ser mayor de 1 mg/l (Cooper, 1996).

## **b) Salidas de nitrógeno del sistema**

### **i. Inmovilización por seres vivos**

La absorción del nitrógeno por parte de las plantas y de los microorganismos, y el posterior metabolismo del mismo, da como resultado la conversión del nitrógeno mineral en orgánico, proceso inverso al descrito en la mineralización. La inmovilización del nitrógeno, como materia orgánica, es reversible y, por tanto, transitoria, excepto cuando la biomasa se extrae del sistema, como podría ser el caso de la cosecha de las macrófitas en un humedal artificial.

### **ii. Inmovilización en los sedimentos**

La forma nítrica del nitrógeno no es adsorbida prácticamente por los coloides del suelo, moviéndose libremente en la solución del suelo. En cambio la forma amoniacal ( $\text{NH}_4$ ) interviene como un catión más en las reacciones de absorción de cationes. En el intercambio de cationes, el  $\text{NH}_4$  compite con el fósforo en muchas de las posiciones de adsorción. En algunos suelos arcillosos, la cantidad de amonio adsorción puede ser importante, siendo liberado posteriormente.

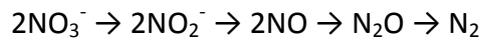
### **iii. Desnitrificación**

La eliminación de nitrógeno debida a la conversión del nitrato en nitrógeno gas puede llevarse a cabo biológicamente bajo condiciones anóxicas, es decir cuando no hay oxígeno presente en el medio pero sí que hay otros aceptores de electrones como los nitratos, nitritos o incluso sulfatos. A este proceso se le conoce como la desnitrificación.

Las bacterias heterótrofas que pueden llevar a cabo este proceso pertenecen a los siguientes géneros (Focht and Verstraete, 1997): *Achromobacter*, *Aerobacter*, *Alcaligenes*, *Bacillus*, *Brevibacterium*, *Lactobacillus*, *Micrococcus*, *Proteus*, *Pseudomonas* y *Spirillum*. La desnitrificación se lleva a cabo en dos pasos:

- Transformación de nitrato a nitrito.
- Producción de óxido nítrico, óxido nitroso, y nitrógeno gas.

La reacción que se produce es la siguiente:



Esta reacción es irreversible y ocurre sólo bajo condiciones anóxicas. No obstante, hoy en día hay evidencias (Vymazal, 2008) que la reducción del nitrato, también puede ocurrir en presencia de oxígeno.

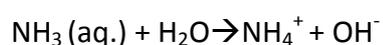
Los 3 últimos productos de la reacción son gaseosos y son liberados a la atmósfera. Aunque hay que destacar que en la mayoría de los sistemas, los dos primeros gases generados, el óxido nítrico y el óxido nitroso son transitorios y es principalmente el nitrógeno gas el que se libera a la atmósfera.

El rango óptimo de pH para que se produzca el proceso se encuentra entre 7 y 8, sin embargo, la alcalinidad producida durante el proceso de desnitrificación puede aumentar el pH del medio. Este proceso, al igual que sucedía con la nitrificación, también está subordinado a la temperatura del medio (Cooper, 1996).

Debe existir en el sistema suficiente carbono (materia orgánica), como fuente de energía para que la conversión de nitrato a nitrógeno gas se lleve a cabo por las bacterias. Esta fuente de carbono debe estar disponible en el agua a tratar o dentro del humedal. En caso de no existir estas fuentes de carbono en el filtro (cosa bastante improbable en un humedal) se pueden añadir en forma de metanol, etanol o ácido acético.

#### **iv. Volatilización**

La volatilización del amonio es un proceso físico-químico en el que el amonio está en equilibrio entre su forma gaseosa y su forma hidroxilada, tal y como se indica en la siguiente reacción:



En la bibliografía se recoge (Vymazal, 2008) que las pérdidas de amonio a través de su volatilización desde suelos inundados y sedimentos es insignificante si el pH está por debajo de 7. A pH mayor de 9.3 las pérdidas por volatilización son importantes. El pH del humedal puede variar como consecuencia de la fotosíntesis del fitoplancton, así como de las plantas flotantes y las sumergidas (Vymazal, 2008).

Por tanto la tasa de volatilización está controlada por la concentración de amonio en el agua, la temperatura del agua, la velocidad del viento, la radiación solar, así como de la cantidad y variedad de especies que producen la fotosíntesis.

### **3.3.2. Fósforo**

#### **3.3.2.1. El fósforo en la naturaleza**

El fósforo presente en la naturaleza procede originalmente de las rocas ígneas en las que se encuentra en forma de apatita, aunque también hay una fuente mucho menos importante de fósforo en los meteoritos que han caído a lo largo de los siglos en la superficie terrestre. En las rocas sedimentarias se producen depósitos que constituyen los yacimientos de fosforita y de cuya explotación se extrae el fósforo necesario para la fabricación de fertilizantes y detergentes fosfatados. El contenido total de fósforo en el suelo es en general inferior al 0.2 %. El fósforo es un recurso natural finito, según las últimas estimaciones las reservas minerales a nivel mundial se agotarán en el año 2050, aproximadamente.

En primer lugar, cabe destacar, que el fósforo en la naturaleza no puede existir como fósforo libre, sino que está combinado en forma de fosfatos de diferente naturaleza y estado. Los fosfatos del suelo se encuentran formando parte de diferentes combinaciones minerales u orgánicas, e ionizadas en formas aniónicas ya sean libres en las soluciones del suelo y agua o fijados a diferentes partículas capaces de retenerlos.

Las formas en las que se puede encontrar el fósforo en el agua se clasifican, según estas queden o no retenidas en un filtro de 0.42  $\mu\text{m}$  de diámetro de poro, en particuladas y disueltas, respectivamente.

- **Fósforo inorgánico disuelto.** Incluye las especies biodisponibles para la vegetación. La forma más típica de encontrar el fósforo en el medio es en forma de ácido fosfórico. Pero dicho ácido se puede ionizar según sea el pH del medio, así se obtiene la ionización de los tres iones hidrógeno del ácido fosfórico ( $\text{H}_3\text{PO}_4$ ) para dar  $\text{H}^+ + \text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $2\text{H}^+ + \text{HPO}_4^{2-}$  o  $3\text{H}^+ + \text{PO}_4^{3-}$ , tal y como se puede apreciar en la figura 8.

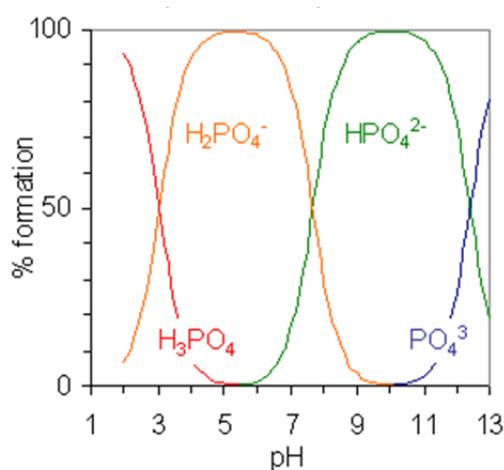


Figura 8: Porcentaje de formas iónicas de  $\text{H}_3\text{PO}_4$  a distintos valores de pH.  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>

También se incluyen dentro del fósforo inorgánico disuelto, los polifosfatos, los cuales proceden principalmente de detergentes sintéticos. Se trata de moléculas con dos o más átomos de fósforo que en solución acuosa se hidrolizan y pasan a ortofosfatos.

- **Fósforo orgánico disuelto.** Se trata de coloides orgánicos que no son directamente asimilables por la biomasa, sino que deben sufrir transformaciones.
- **Fósforo inorgánico particulado.** Está formado por la fracción de fósforo inorgánico adsorbido a partículas, así como por el fósforo que forma parte de los minerales (bien

sea porque la composición del mineral originario del suelo contiene fósforo, como es el caso de la apatita, o porque han precipitado minerales de hierro).

- **Fósforo orgánico particulado:** Es aquel que está presente en las moléculas orgánicas de los seres vivos. El fósforo forma parte de los ácidos nucleicos (ADN y ARN), del ADP y ATP, de las fosfoproteínas, enzimas, vitaminas, etc.

Los fosfatos inorgánicos más abundantes son las sales del ácido ortofosfórico con calcio. Mientras que los fosfatos orgánicos más abundantes son los que se encuentran formando parte de moléculas integrantes de la materia orgánica o combinados con los ácidos húmicos del suelo (humofosfatos). Estos últimos protegen a los iones fosfóricos de la fijación más o menos reversible del suelo, manteniéndolos en una forma fácilmente recuperable para la planta.

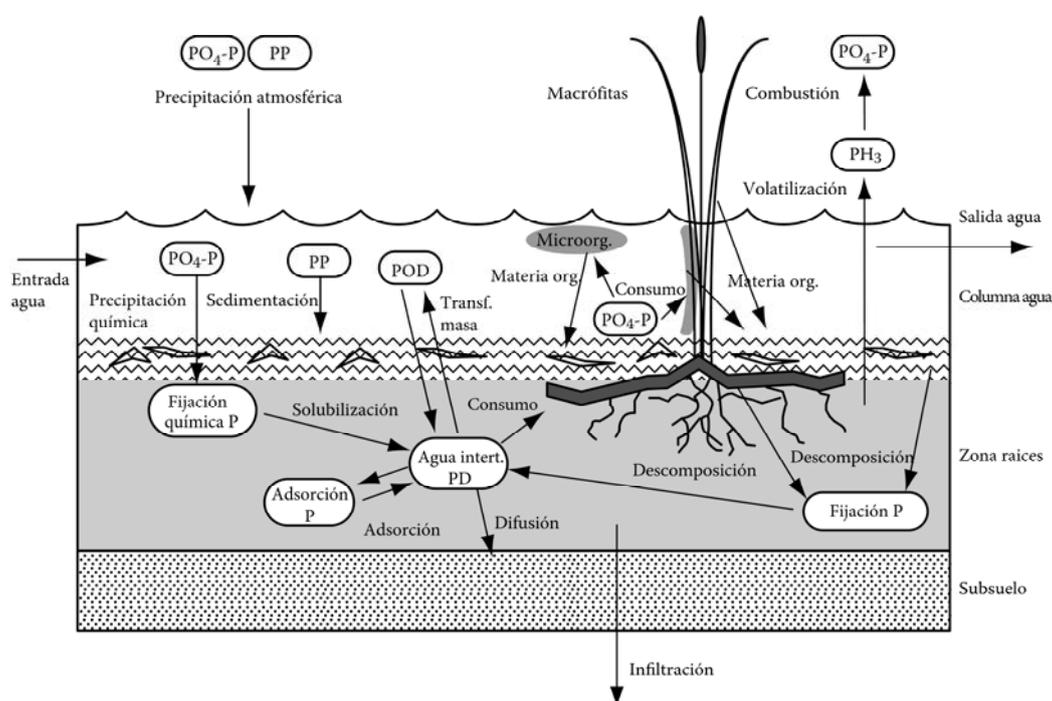
### 3.3.2.2. Ciclo del fósforo

El ciclo del fósforo comienza cuando se libera fósforo en el suelo proveniente de la erosión de las rocas fosfatadas, donde es utilizado por los vegetales para realizar sus funciones vitales. Los animales obtienen fósforo al alimentarse de las plantas o de otros animales herbívoros. En la descomposición bacteriana de los cadáveres, el fósforo se libera en forma de fósforo orgánico disuelto, (ortofosfatos,  $H_3PO_4$ ) que pueden ser utilizados directamente por los vegetales verdes, formando fosfato orgánico particulado (biomasa vegetal). Por otro lado, el agua de lluvia puede transportar este fósforo a los acuíferos o a los océanos.

El fósforo, al igual que el nitrógeno, puede formar compuestos volátiles que le permiten transferirse de los medios acuosos a la atmósfera, para posteriormente retornar a la corteza terrestre por medio de las precipitaciones atmosféricas. El resto de fósforo depositado en los océanos sólo posee dos mecanismos para su reciclaje desde los mares hasta los ecosistemas terrestres. Uno es mediante las aves marinas que recogen el fósforo que pasa a través de las cadenas alimentarias marinas y que pueden devolverlo a tierra firme en sus excrementos, de forma análoga ocurriría lo mismo con la alimentación humana con pescado. Además de la

actividad de estos animales, existe la posibilidad del levantamiento geológico de los sedimentos del océano hacia tierra firme, un proceso medido en miles de años.

En la figura 9 se representa de modo esquemático el sistema suelo-planta-agua de un humedal, donde se recogen las principales fracciones del mismo y sus almacenamientos y transferencias.



**Figura 9: Principales almacenamientos y transferencias del fósforo en un humedal.  $PO_4\text{-P}$ : ortofosfato;  $PP$ : fósforo particulado;  $POD$ : fósforo orgánico disuelto  $PD$ : fósforo disuelto;  $PH_3$ : Fosfano.**

**Fuente: modificado de Kadlec, R.H, 2009.**

Los principales procesos que se llevan a cabo en el sistema son:

- a) Entradas de fósforo al sistema:
  - i. Precipitación atmosférica
  - ii. Mineralización de la materia orgánica
  - iii. Entrada con el agua residual

- b) Salidas de fósforo del sistema:
  - i. Inmovilización por seres vivos
  - ii. Fijación en los sedimentos
  - iii. Solubilización
  - iv. Volatilización
  - v. Salidas con el agua residual

Éste apartado se centrará en las transformaciones, tanto químicas, como biológicas del fósforo.

### **a) Entrada de fósforo al sistema**

#### **i. Precipitación atmosférica**

El fósforo tanto en su forma particulada, disuelta, inorgánica como orgánica, puede precipitar con la lluvia. La concentración de fósforo en la precipitación dependerá principalmente de las condiciones meteorológicas, polución del aire y localización geográfica, entre otras. Un valor estimado de la concentración de fósforo que puede precipitar con la lluvia es de 10-50 µg/l (Kadlec, R.H, 2009). Por esta razón, las fuentes de fósforo precedente de la atmósfera se suelen despreciar en el balance de los sistemas.

#### **ii. Mineralización de la materia orgánica**

Al igual que ocurría en la mineralización del nitrógeno, el proceso general de mineralización de la materia orgánica se realiza lentamente por la acción enzimática de los microorganismos, que van fraccionando poco a poco las unidades moleculares complejas en unidades cada vez más simples, hasta llegar a la producción final de ácidos orgánicos. Cuando los residuos vegetales tienen una concentración superior a 0,2 % de fósforo, se estima que se produce liberación neta de este elemento al mineralizarse.

## b) Salidas de fósforo del sistema

### i. Inmovilizado por seres vivos

De forma análoga a lo que ocurre con el nitrógeno y otros elementos, el fósforo es utilizado por todos los organismos que viven tanto en la columna de agua, como en el sustrato, incluida, por tanto, la vegetación. En estas condiciones una parte del fósforo en el sistema está temporalmente inmovilizado al formar parte de compuestos esenciales en los seres vivos, y por tanto, este fósforo será liberado mediante el proceso de mineralización de la materia orgánica tras su muerte. Para evitar que el fósforo absorbido por la vegetación retorne al sistema tras la muerte de esta materia orgánica, se pueden cosechar las macrófitas extrayendo de esta forma el fósforo del sistema.

### ii. Fijación en los sedimentos

Se denomina fijación de fósforo al suelo, a la reacción o intercambio de formas solubles de este elemento con compuestos orgánicos e inorgánicos del suelo, de forma más o menos reversible. En términos generales, la fijación del fósforo se lleva a cabo de modo progresivo mediante reacciones sucesivas que van dando como resultado compuestos cada vez más insolubles y, por tanto, menos susceptibles de volver a formar parte de la fracción de fósforo asimilable para el sistema a corto plazo.

La reacción inicial más frecuente corresponde al fenómeno de adsorción de aniones. En esta reacción, el fósforo se mantiene en una posición de intercambio con el fósforo de la solución, por lo que generalmente se denomina a esta fracción como fósforo cambiante. La reversibilidad de la reacción definida por su intensidad y su velocidad puede variar en función de muchos factores, pero son principalmente el material absorbente y el pH del medio los que tienen una influencia más importante. De forma resumida se pueden distinguir las siguientes formas de fijación inicial del fósforo:

- **Adsorción en minerales arcillosos.** Existe una correlación directa entre la adsorción del fósforo y el contenido de arcilla en el suelo. Sin embargo, los diferentes tipos de arcillas

varían en su poder de adsorción de fosfatos. Este tipo de adsorción es dependiente del pH, siendo más intensa cuanto más ácido es el medio. Cuando la concentración de fósforo en el medio es baja, la reacción es puramente de adsorción. En cambio cuando la concentración de fósforo es muy alta, caso de aguas eutrofizadas, la adsorción va acompañada de precipitación en forma de compuestos cristalinos de fósforo poco solubles.

- **Adsorción por compuestos de hierro y aluminio.** Los fosfatos son adsorbidos igualmente por los hidróxidos de aluminio y hierro mediante reacciones parcialmente reversibles que dan lugar a fosfatos hidróxicos férricos.

### iii. Solubilización

La absorción por parte de las plantas y otros seres vivos reduce la concentración de P en la solución del suelo, lo que hace funcionar la reacción general de equilibrio del fósforo que depende de la capacidad de adsorción del suelo para dejar disponible nuevo fósforo para ser tomado por los organismos. A esta capacidad se le denomina poder amortiguador del suelo.

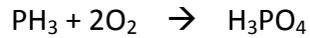
Los suelos con baja capacidad de adsorción, y por tanto, bajo poder amortiguador, deben tener una mayor concentración de P en la solución del suelo para abastecer correctamente las necesidades de los vegetales.

Un humedal artificial alimentado con aguas eutrofizadas, es decir, con gran concentración de P disuelto, hace que la reacción anterior se mueva en sentido contrario y provoque la fijación de una parte de fósforo, tanto mayor cuanto mayor es la capacidad de adsorción del suelo.

### iv. Volatilización

El compuesto volátil que se forma a partir del fósforo en el medio es el fosfano ( $\text{PH}_3$ ). El fosfano, también llamado fósforo de hidrógeno o hidrógeno fosforado, es una molécula polar, que forma un gas incoloro, altamente tóxico, poco soluble en el agua, muy volátil y que se reconoce por su olor aliáceo y su gran combustibilidad. Se forma en zonas donde hay un poder reductor extremadamente bajo, formándose en muchas ocasiones junto con el metano. El

fosfano se puede autocombustionar formando ortofosfatos que se liberan a la atmósfera según la siguiente reacción:



### **3.4. Nutrición mineral de las plantas**

#### **3.4.1. Absorción de nutrientes inorgánicos**

La absorción de iones inorgánicos tiene lugar a través de la epidermis (tejido protector vivo que recubre toda la superficie de la planta) de la raíz. De ahí los iones pasan a la endodermis que es una capa de células de la raíz dispuestas de modo compacto y que se encuentra en la parte más interior de la misma, alrededor del tejido vascular. Las células que conforman la endodermis contienen una sustancia llamada suberina, la cual modifica la permeabilidad de la membrana, lo que le permite a la planta "filtrar" el agua que ingresa al tejido vascular, permitiendo de esta manera que los iones alcancen el conducto xilemático, que se define como un tejido vegetal de conducción que transporta aguas, sales minerales y otros nutrientes desde la raíz hasta las hojas de las plantas. La sustancia transportada se denomina savia bruta.

La absorción de minerales por parte de la planta es un proceso activo, es decir, que se necesita energía para que se lleve a cabo. Si se priva a la planta de la presencia de oxígeno o se minimiza la respiración de ésta, la absorción de minerales disminuirá de forma muy marcada, al igual que si a la planta se le priva de la luz solar, ésta cesará la absorción de sales una vez que se hayan agotado sus reservas de hidratos de carbono (energía), liberándose estos minerales de nuevo a la solución del suelo.

#### **3.4.2. Transporte de nutrientes inorgánicos**

Cuando los iones inorgánicos son secretados en el interior de los vasos xilemáticos, éstos son rápidamente conducidos hacia todas las partes superiores de la planta gracias a las corrientes de transpiración. Algunos iones pueden moverse lateralmente desde el xilema hacia los tejidos

circundantes de las raíces y de los tallos, mientras que otros son transportados directamente hasta las hojas. Una vez que los iones han alcanzado las hojas, pueden seguir tres caminos:

- Ser transportados por el apoplasto de la hoja.
- Permanecer en el agua de transpiración y llegar a los lugares de pérdida de agua (estomas y células epidérmicas).
- Entran en los protoplastos de las células de la hoja, donde se pueden desplazar a todas las partes de la hoja incluyendo el floema. Esto es lo que realizan la mayoría de los iones.

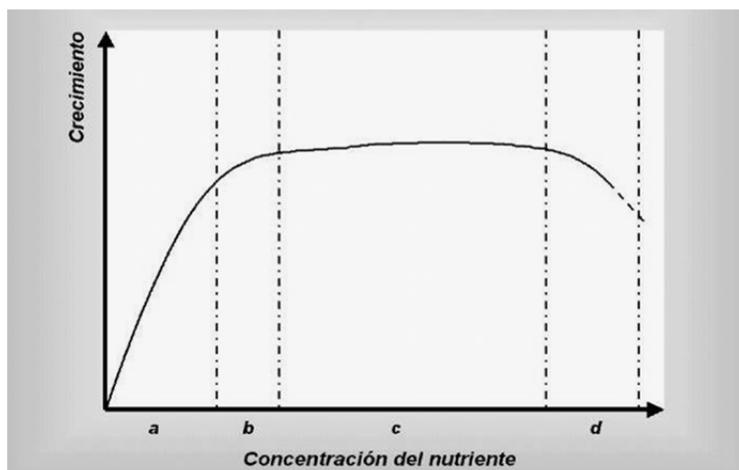
Importantes cantidades de iones inorgánicos que son importados a las hojas desde las raíces, son posteriormente intercambiados con el floema en los nervios foliares y exportados al resto de la planta en la corriente de fotoasimilados. Cuando los nutrientes se dirigen hacia las raíces vía floema, pueden reciclarse, es decir pueden intercambiarse con el xilema.

El N, el P, el K y el Mg son elementos móviles y se pueden desplazar con relativa facilidad a otros órganos. Mientras que el Ca, el S y el Fe son menos móviles y tienden a permanecer en el primer destino alcanzado hasta la muerte de ese órgano.

### **3.4.3. Suministro de nutrientes y crecimiento vegetal**

Debido a la esencialidad de los nutrientes para la formación de nuevas moléculas y nuevas células, existe una estrecha relación entre suministro de nutrientes y crecimiento.

Para estudiar esas relaciones normalmente se recurre a técnicas de cultivo hidropónico (técnica basada en la sustitución del sustrato natural, el suelo, por algún material inerte, de tal forma que no proporcione a la planta nutriente alguno). El aporte de nutrientes se realiza añadiendo al sustrato inerte una solución nutritiva con diversas sales orgánicas. Al estudiar la respuesta del crecimiento frente a cantidades variables de un nutriente, se obtiene una curva como la de la figura 10 (Pérez García, F. y Martínez-Laborde, J. B., 1994).



**Figura 10: Respuesta del crecimiento de las plantas ante concentraciones variables de un nutriente.**  
**Fuente: Pérez García, F. y Martínez-Laborde, J. B. 1994.**

En la figura 10 se pueden observar distintas fases de crecimiento en función de la concentración del nutriente.

La primera parte de la curva (a) se corresponde con bajas concentraciones del nutriente, trazándose como casi una rectilínea y con cierta pendiente. Representa la zona de carencia o deficiencia, en la que la disponibilidad está por debajo de los requerimientos y el elemento en estudio es limitante del crecimiento. En esta zona hay un menor crecimiento que el que correspondería con el suministro óptimo del nutriente en cuestión, además, también aparecerán en muchos casos síntomas en la planta como son manchas amarillentas o coloraciones rojizas en las hojas, necrosis, etc. En esta zona un aumento de la concentración del nutriente corresponderá un aumento proporcional del crecimiento.

La localización de estos síntomas estará en relación con la movilidad del nutriente. En el caso de los elementos más móviles, éstos serán transportados a las zonas de crecimiento y por tanto los síntomas de carencia aparecerán en las hojas más viejas, generalmente las inferiores. En el caso de elementos inmóviles los síntomas de deficiencia se manifestarán principalmente en las partes jóvenes.

La segunda parte de la curva (b) representa la zona de concentración óptima, en la que se ha alcanzado el máximo crecimiento para ese nutriente y que ahora limita otros factores. El nutriente en estudio ha dejado de ser limitante y un aumento de su concentración no produce un mayor crecimiento debido a que otros factores actúan como limitantes (c). Si se sobrepasa la concentración óptima, se llega a la zona de toxicidad (d) en la que se produce una caída del crecimiento, debido a los efectos tóxicos del nutriente.

### 3.4.4. Funciones del nitrógeno en la planta

#### 3.4.4.1. Compuestos y concentración

El nitrógeno es uno de los constituyentes de los compuestos orgánicos básicos de la planta. Como ejemplo se pueden citar los aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, aminas, amidas, nucleoproteínas, clorofila, etc.

Humedal artificial	Tipo agua entrada	Vegetación	Concentración N (g N/m <sup>2</sup> )	Referencia
Michigan, EE.UU.	Secundario EDAR	<i>Typha latifolia</i>	46,2	-
Kentucky, EE.UU.	Primario EDAR	<i>Typha latifolia</i>	112,04	Pullin and Hammer (1989)
Nueva Zelanda	Primario EDAR	<i>Scirpus validus</i>	53,0	Tanner (2001)
Kentucky, EE.UU.	Primario EDAR	<i>Scirpus validus</i>	47,0	Pullin and Hammer (1989)
Kentucky, EE.UU.	Primario EDAR	<i>Scirpus validus</i>	64,8	Pullin and Hammer (1989)
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Phragmites australis</i>	50,4	Greenway (2002)
Netherlands	Primario EDAR	<i>Phragmites australis</i>	110	Mueleman et al. (2002)
New York, EE.UU.	Primario EDAR	<i>Phragmites australis</i>	216	Peeverly et al. (1993)

**Tabla 3: Concentraciones de nitrógeno en diferentes tipos de macrófitas utilizadas en humedales artificiales. Fuente: modificado de Kadlec, R.H, 2009.**

El contenido en la planta de nitrógeno varía entre el 2 y el 4 por cien de la materia seca según varios autores (Kadlec, 2009), estas diferencias de concentraciones depende principalmente de la edad de la planta, estado vegetativo, parte de la planta muestreada y especie vegetal. No obstante y según Kadlec (2009) se ha demostrado que la vegetación plantada en un humedal artificial y alimentada con aguas ricas en nutrientes tienden a contener una mayor concentración de nitrógeno que esa misma especie vegetal en su estado natural. En la tabla 3 se pueden ver diferentes concentraciones de nitrógeno en varias especies utilizadas en humedales artificiales.

#### **3.4.4.2. Absorción**

La asimilación del nitrógeno por parte de la vegetación requiere una serie de complejas reacciones bioquímicas con un alto coste energético. La forma con la que las plantas absorben el nitrógeno en el suelo depende de muchos factores como son las condiciones del suelo, el pH y la especie de la planta entre otros (Marschner, H. 1995 – Miller A.J. 2008). En la asimilación del nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), éste es convertido a una forma de energía superior, como es el nitrito, con la ayuda de la encima nitrato reductasa. Este nitrito, con la ayuda de la encima nitrito reductasa, se transforma a su vez en otra forma de energía superior como es el amonio, materia prima con la que se generan los ciclos de la glutamato sintasa y glutamina sintetasa, gracias a los cuales se pueden formar aminoácidos y ácidos nucleicos entre otros compuestos (Pereyra, M. 2001). En la figura 11 se puede ver un esquema de la asimilación de amonio vía glutamina sintetasa y glutamato sintasa.

En este proceso de transformación de nitrato a amonio, por parte de las plantas, tiene un alto coste energético. Se pueden llegar a consumir hasta 12 moléculas equivalentes de ATPs por cada molécula de amonio generada. Es por tanto de esperar que las plantas en el proceso de absorción de compuestos nitrogenados prefieran la forma amoniaca a la forma nítrica.

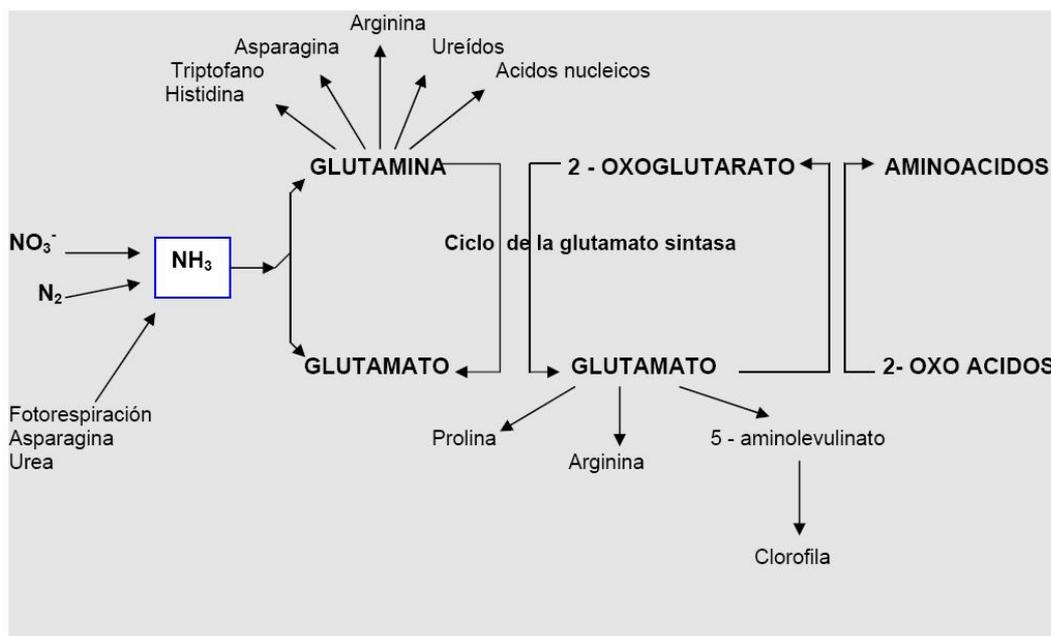


Figura 11: Asimilación del amonio en las plantas superiores, vía glutamina sintetasa y glutamato sintetasa.  
Fuente: Modificado de Lea, 1993.

### 3.4.4.3. Metabolismo y funciones

Una vez dentro de la planta la función más importante del nitrógeno es la de proporcionar grupos amino a los aminoácidos. El nitrógeno es también la base de los nucleótidos, los cuales forman parte de los constituyentes de los ácidos nucleicos, pero también tienen muchas otras funciones importantes tales como ser el componente básico de multitud de reacciones químicas que se producen en el interior de los vegetales, así como en la codificación y regulación de las proteínas. Además el nitrógeno es esencial en la bioquímica de muchos compuestos no proteicos como son co-enzimas, pigmentos fotosintéticos, metabolitos secundarios y poliaminas.

El nitrógeno también influye en la asimilación de los hidratos de carbonos, al estar presente en la formación de la clorofila. No obstante un excesivo contenido de nitrógeno en la planta puede reducir la acumulación de hidratos de carbono en la célula, con lo que la pared celular puede verse afectada y en consecuencia obtenerse plantas más débiles y sensibles a enfermedades, plagas, heladas, etc.

Resulta un hecho importante tener en cuenta que la mayoría de las macrófitas emergentes poseen un ciclo anual de crecimiento y muerte, por lo tanto el nitrógeno asimilado por la vegetación, solo será realmente eliminado del sistema por el cosechado de las mismas, ya que en caso contrario, el nitrógeno volverá al sistema tras la descomposición de la planta (mineralización de la materia orgánica).

#### **3.4.4.4. Deficiencia**

Resulta evidente por todo lo expuesto anteriormente que una escasez en el abastecimiento de nitrógeno a la planta, aunque sea de forma débil, tiene una notable incidencia en el desarrollo de la planta. El síntoma característico es una vegetación raquítica, acompañada de clorosis (condición fisiológica anormal en la que el follaje produce insuficiente clorofila) generalizada en la planta, comenzando por las hojas más viejas, dada la gran movilidad de este elemento, y extendiéndose desde la punta de la hoja por el nervio central hasta abordar toda ella. También viene acompañada de la caída prematura de las hojas en otoño, reducción del número de flores y de frutos pequeños con una maduración anticipada.

#### **3.4.4.5. Toxicidad del amonio**

Como se ha descrito anteriormente el amonio en la solución del agua puede presentarse de dos formas, en forma de ion amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) a pH menor de 8, o en forma de amonio no ionizado ( $\text{NH}_3$ ) cuando el pH es mayor de 8. Se ha comprobado que a unas elevadas concentraciones de amonio en el agua, este puede ser tóxico para la vegetación. Así, un gran número de estudios sugieren que la toxicidad del amonio se produce solo cuando se presenta en el amonio en la forma no iónica ( $\text{NH}_3$ ), (Wnag 1991, Clement and Merlin, 1995). Sin embargo otros autores sugieren que la toxicidad del amonio se produce a elevadas concentraciones del mismo en el agua independientemente de la forma iónica (Monselise and Kost 1993, Litav and Lehrer 1978). Hay multitud de estudios que han intentado demostrar la toxicidad del amonio en diferentes tipos de humedal, para diferentes formas iónicas, en concentraciones dispares y para diversas especies vegetales (Clarke and Baldwin 2002, Cao et al. 2007 y 2009, Hill et al. 1997).

### 3.4.5. Funciones del fósforo en la planta

#### 3.4.5.1. Compuestos y concentración

El fósforo es el otro de los elementos químicos esenciales en el correcto desarrollo de la vegetación, formando parte de un gran número de compuestos indispensables, entre los que cabe destacar: difosfato y trifosfato de adenosina (ADP, ATP), fosfolípidos, ácidos nucleicos (RNA, DNA, etc.), nicotinamida adenina dinucleótido fosfato (NADPH) y la fitina.

Humedal artificial	Tipo agua entrada	Vegetación	Concentración P (mg P/kg ms)	Referencia
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Baumea articulata</i>	1.900	Browning and Greenway (2002)
Malham, UK	Secundario EDAR	<i>Phalaris arundinacea</i>	3.000	Hurry and Bellinger (1990)
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Phragmites Australis</i>	2.400	Greenway (2002)
Listowel, EE.UU.	Lagunaje	<i>Typha latifolia</i>	2.440	Herskowitz (1986)
Sacramento, EE.UU.	Secundario EDAR	<i>Typha latifolia</i>	5.000	Nolte and Associates (1998)
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Carex fascicularis</i>	2.700	Browning and Greenway (2002)
Sacramento, EE.UU.	Secundario EDAR	<i>Schoenoplectus acutus</i>	5.600	Nolte and Associates (1998)
Kirinya Jinja, Uganda	Primario EDAR	<i>Cyperus papyrus</i>	3.540	Okurut (2001)
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Schoenoplectus mucronatus</i>	3.900	Browning and Greenway (2002)
Kirinya Jinja, Uganda	Primario EDAR	<i>Phragmites mauritanus</i>	3.910	Okurut (2001)
Brisbane, Australia	Secundario EDAR	<i>Typha latifolia</i>	8.400	Browning and Greenway (2002)

**Tabla 4: Concentraciones de fósforo en diferentes tipos de macrófitas utilizadas en humedales artificiales.**  
Fuente: modificado de Kadlec, R.H, 2009.

Las plantas tienen un contenido en fósforo que varía según diversos estudios, entre el 0.14 – 0.4 % para macrófitas emergentes según una publicación de Boyd (1978), y entre el 0.1-0.64 % según un estudio de Bedford et al. (1999) en el que analizó muestras de vegetación de 41 humedales naturales.

Sin embargo, la vegetación plantada en los humedales artificiales muestra unos contenidos de fósforo en sus tejidos algo mayores, que las plantas analizadas provenientes de humedales naturales. Esto es debido a que la mayoría de las veces el agua con la que se alimentan estos filtros verdes posee una elevada concentración de nutrientes. En la tabla 4 se pueden ver diversos ejemplos de contenido de fósforo en la vegetación de varios humedales artificiales.

#### **3.4.5.2. Absorción**

La absorción del fósforo por parte de la vegetación es un proceso activo metabólicamente hablando, esto significa que es necesaria energía para que se lleve a cabo. Las plantas pueden absorber fósforo del suelo en concentraciones muy bajas, aún cuando la concentración interior de este elemento es cientos e incluso miles de veces mayor; esto indica que la absorción se realiza en contra de un gradiente de concentración, siendo necesaria por tanto, energía para que se lleve a cabo. Dicha energía para realizar la absorción proviene de la fotosíntesis de las plantas verdes.

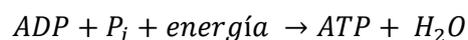
El fósforo es absorbido por la planta principalmente como ion ortofosfato ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ), pero también se puede absorber como ion fosfato secundario ( $\text{HPO}_4^{2-}$ ). La capacidad de absorción varía considerablemente de unas plantas a otras, incluso dentro de la misma especie. Lo que indica que esta característica está controlada por el genotipo. También puede haber diferencias de absorción de fósforo debido al óptimo desarrollo radicular de la planta o a la asociación con hongos, entre otras.

La temperatura y el pH ejercen una marcada influencia en la absorción del fósforo, de forma que ésta se reduce con las bajas temperaturas y con el pH elevado. Otros factores que también influyen son la humedad y la aireación del suelo.

### 3.4.5.3. Metabolismo y funciones

El fósforo una vez absorbido, es muy móvil en la planta y se incorpora rápidamente al metabolismo. En primer lugar se producen azúcares y alcoholes fosforilados como productos intermedios, así como los fosfolípidos que son componentes básicos de las membranas celulares.

El compuesto orgánico más importante en el que intervine el fósforo, por el papel que tiene en el almacenamiento y transporte de la energía, es el trifosfato de adenosina (ATP), que se forma en la denominada reacción de fosforilación, que se muestra a continuación:



La energía que se consume en la fosforilación proceda, bien directamente de la fotosíntesis, bien de la respiración (fosforilación por oxidación), o bien del proceso glicólico (fosforilación anaerobia). Por el contrario, la energía liberada en forma de ATP, se utiliza en la absorción de nutrientes y en la síntesis de azúcares. Al ser el fósforo un componente esencial de los ácidos nucleicos, participa en el proceso de la reproducción y en la constitución genética de la planta. Además, también forma parte de una sustancia denominada fitina, la cual forma parte del principal almacenamiento de fósforo en la semilla, elemento que será movilizado durante la germinación y transformado en elementos esenciales para la planta joven.

### 3.4.5.4. Deficiencias

Al igual que el nitrógeno, el fósforo también es un elemento que participa en prácticamente todos los procesos importantes del metabolismo de las plantas, la escasez de fósforo tiene una fuerte influencia en el desarrollo de la misma. Así, se puede observar en casos de déficit de este elemento una acusada reducción del desarrollo, especialmente del crecimiento lateral,

que se hace lento y con maduración tardía. Dada la gran movilidad del fósforo en la planta los síntomas se advierten primero en las hojas más viejas, las cuales caerán prematuramente.



## 4. ÁREA DE ESTUDIO

---



## 4. ÁREA DE ESTUDIO

### 4.1. Filtro Verde V-30

El Filtro Verde V-30 es un humedal artificial ubicado en las proximidades de la ciudad de Valencia. Este humedal forma parte de las distintas acciones emprendidas con el objetivo de mejorar la calidad de las aguas del lago de *l'Albufera*.

Dentro de dichas las actuaciones de mejora de la calidad del agua del lago se encontraba el proyecto de *Ordenación y terminación de la reutilización de aguas residuales de la planta de Pinedo*, que a su vez contenía el *Proyecto Constructivo de la Planta Piloto de Filtro Verde y Estación del Río Turia* promovido ACUAMED. Los objetivos de estos estudios son la reutilización para riego agrícola de las aguas depuradas, así como su reaprovechamiento ecológico en el lago de *l'Albufera*, previa reducción de nutrientes y renaturalización del agua tras su paso por un filtro verde (Filtro Verde V-30). Obteniendo, por tanto, una maximización en la reutilización del agua tratada en esta EDAR, una de las principales del área metropolitana de Valencia.

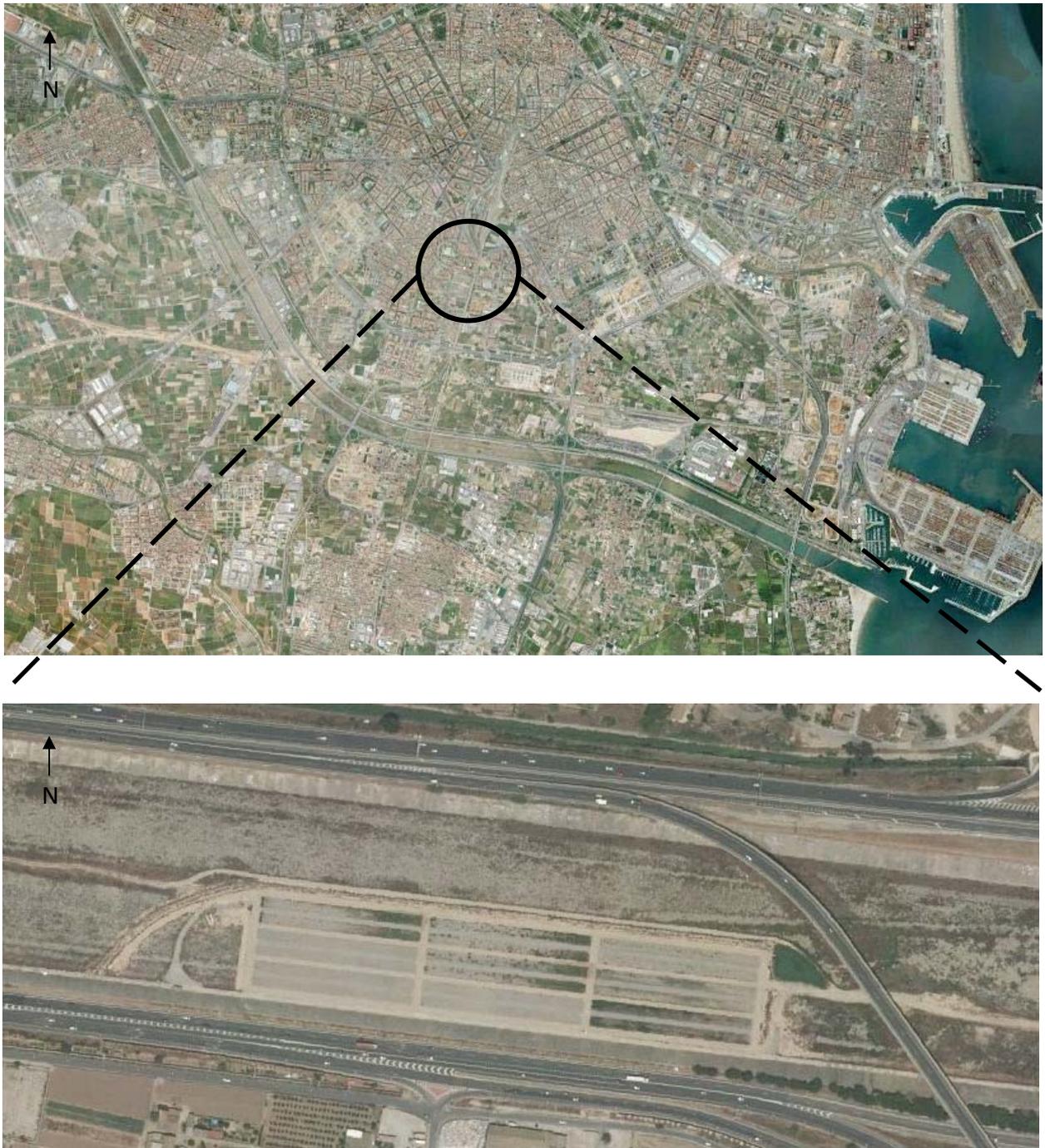
#### 4.1.1. Localización

La planta piloto Filtro Verde V-30 está situada en el lecho del nuevo cauce del río Turia, al sur de la ciudad de Valencia y ocupa una superficie de 2,8 ha. Las coordenadas geográficas, expresadas en grados sexagesimales, donde se encuentra el humedal artificial se pueden consultar en la tabla 5.

Coordenadas geográficas	
Longitud	39° 26' 09'' N
Latitud	0° 22' 43'' O
Altura (msnm)	5

Tabla 5: Coordenadas geográficas Filtro Verde V-30

La ubicación exacta dentro de la ciudad de Valencia y su área metropolitana se puede observar en la figura 12.



**Figura 12: Ubicación del Filtro Verde V-30.**  
Fuente: Google Earth y <http://sigpac.mapa.es/feqa/visor/>

### 4.1.2. Características

El Filtro Verde V-30 posee una tipología de flujo subsuperficial. Consta de un total de nueve celdas, tres son de tipo subsuperficial vertical y seis de tipo subsuperficial horizontal. Todas las celdas poseen el mismo tamaño, con unas dimensiones totales de 117,33 metros de largo y 19,73 metros de ancho, y están divididas en dos por un corredor central de servicio de 3 metros de anchura. La separación entre celdas se realiza mediante viales de 5 metros anchura.

La disposición de las celdas dentro del Filtro Verde se puede ver en la figura 13. Las características físicas de cada celda se pueden consultar en la tabla 6.

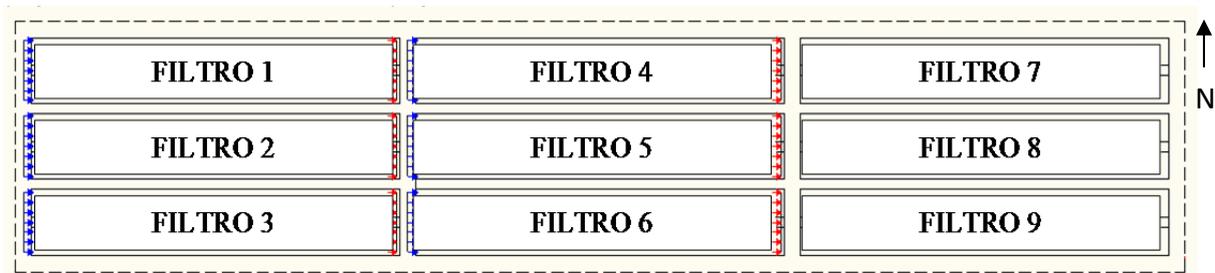


Figura 13: Esquema celdas Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.

	Celdas flujo horizontal (1, 2, 3, 4, 5 y 6)	Celdas flujo vertical (7, 8 y 9)
Longitud	117,33 m	117,33 m
Anchura	19,73 m	19,73 m
Área	2314,92 m	2314,92 m
Pendiente	0,003	0,003
Calado final	0,5 m	0,9 m
Calado inicial	0,5 m	0,9 m
Porosidad	0,52	C7 y C8: 0,52 C9: 0,35

Tabla 6: Características físicas de las celdas Filtro Verde V-30.  
Fuente: Acuamed, 2012.

Todas las celdas del humedal artificial V-30 presentan diferentes modos de operación. Las celdas 1, 2, 3, 4, 5 y 6 son filtros verdes con un flujo subsuperficial horizontal introduciéndose el agua por un extremo del filtro, percolando en lecho filtrante y saliendo el agua por el extremo opuesto del filtro siguiendo un flujo horizontal. Estos seis filtros se operan de modo continuo, entrando continuamente agua.

Las celdas 7, 8 y 9 se manejan según un sistema de flujo subsuperficial vertical, por lo que el agua se distribuye homogéneamente sobre la superficie de las celdas y percola en el medio filtrante siguiendo un flujo vertical. El modo de operación de estas tres celdas es discontinuo, es decir se establecen ciclos de operación divididos 3 tres fases: llenado, reposo y vaciado.

En el humedal artificial no existen dos celdas con la misma tipología y manejo, variando una serie de parámetros de una celda a otra. Entre estos parámetros se encuentran, el tipo de flujo, la especie de macrófita plantada, el lecho filtrante y el tiempo de retención hidráulico propuesto. Toda esta casuística se diseñó para poder sacar conclusiones sobre qué tipo de celda con sus correspondientes características es la más adecuada para la eliminación de nutrientes, según el tipo de agua de entrada al humedal. Las características de configuración de cada celda se pueden ver en la tabla 7.

Celda	Tipo de flujo	Material filtrante	Vegetación	TRH propuesto (d)	
1	Subsuperficial horizontal	Gravas 20-30 mm	<i>Typha latifolia</i>	1	
2				3.5	
3				6	
4			<i>Phragmites australis</i>	1	
5				3.5	
6				6	
7	Subsuperficial vertical	Arena + 3% óxidos de hierro	<i>Phragmites australis</i>	6	
8				<i>Typha latifolia</i>	6
9				<i>Phragmites australis</i>	1

Tabla 7: Características de las celdas del Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.

Tal y como se ha comentado con anterioridad, el agua que abastece este Filtro Verde proviene del efluente de la estación depuradora Pinedo-II, EDAR que recoge las aguas residuales de la ciudad de Valencia y de parte de su área metropolitana. En la estación de Pinedo-II al agua residual se le somete a un tratamiento primario, un tratamiento secundario con la eliminación de materia orgánica, nitrógeno (desnitrificación) y fósforo, y por último a un tratamiento terciario con lámparas de luz ultravioleta donde se desinfecta el agua para eliminar los agentes patógenos y poder, de esta forma, reutilizar el agua.

Toda el agua efluente de la estación depuradora Pinedo-II se bombea a dos lugares diferentes para que se lleva a cabo su reutilización, a la acequia de *l'Oro*, agua que se destina al riego del cultivo del arroz vertiéndose el caudal sobrante al lago de *l'Albufera*, y a la acequia de *Favara* para su aprovechamiento como agua de riego en toda la zona de cultivo hortícolas de *l'Horta sud*, vertiéndose también el agua sobrante al lago de *l'Albufera*. El Filtro Verde V-30 se alimenta desde este último ramal que alimenta a la acequia de *Favara*. Cuando no es temporada de riego en *l'Horta sud*, toda el agua depurada de la EDAR de Pinedo-II se bombea a la acequia de *l'Oro* como caudal ecológico de *l'Albufera*, a excepción del caudal que se sigue destinando a la alimentación del Filtro Verde V-30.

Una vez el agua llega al humedal artificial, ésta se distribuye a las diferentes celdas por medio de tuberías y diversas válvulas y contadores, que regulan y cuantifican el caudal que accede a cada una de las celdas. En la figura 14 se puede ver un esquema con las conducciones de entrada y salida de agua en cada una de las celdas.

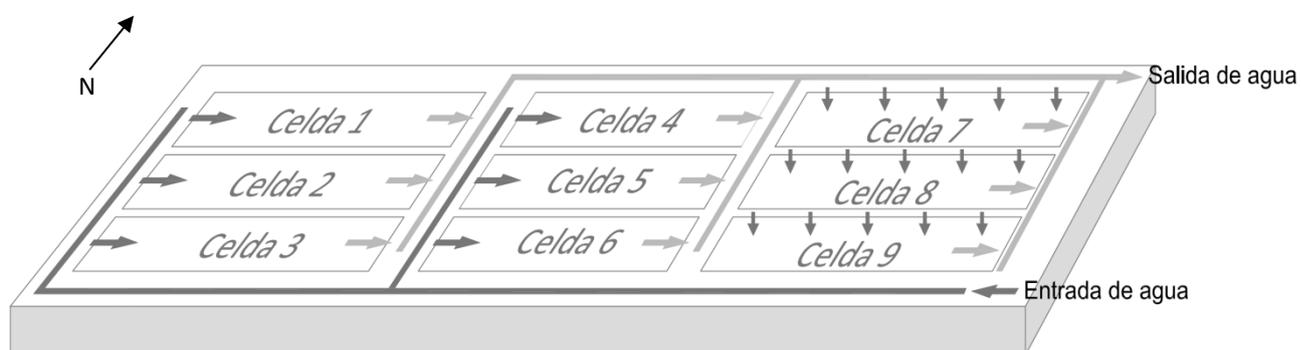


Figura 14 : Esquema de entrada y salida de agua de las celdas en el Filtro Verde V-30.

El agua efluente del humedal se vierte libremente al nuevo cauce del río Turia, habiéndose creado con el tiempo, un humedal artificial de tipo superficial en los alrededores del punto de vertido.

### 4.1.3. Calidad del agua de entrada

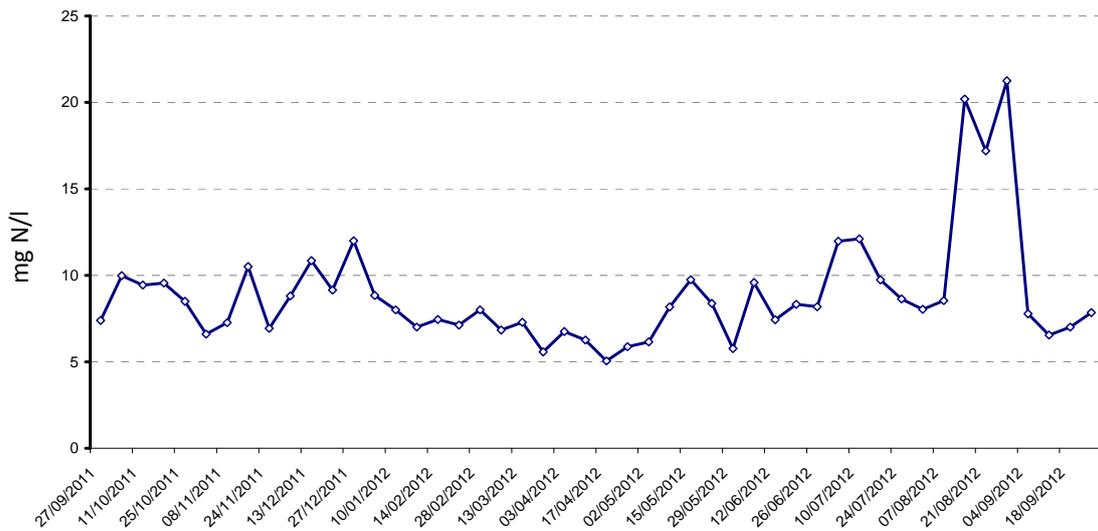
En la Tabla 8 se muestra un resumen con las principales características de la calidad del agua efluente de la EDAR de Pinedo-II y con la que se alimentó el humedal artificial durante los meses en los que se realizaron los muestreos de vegetación.

Variable	Media $\pm$ Error Est. (n)	Mínimo	Máximo
T <sup>a</sup> (°C)	21.2 $\pm$ 0.7 (48)	12.2	27.3
OD (mg/l)	3.4 $\pm$ 0.2 (47)	1.1	6.9
Conductividad ( $\mu$ S/cm)	1685 $\pm$ 13 (48)	1509	1901
pH	7.13 $\pm$ 0.02 (47)	6.77	7.49
SS (mg/l)	2.30 $\pm$ 0.30 (48)	0.10	14.00
PT (mg P/l)	0.631 $\pm$ 0.085 (48)	0.082	2.200
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (mg P/l)	0.517 $\pm$ 0.079 (48)	0.010	2.210
NT (mg N/l)	8.8 $\pm$ 0.5 (48)	4.9	21.3
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg N/l)	1.870 $\pm$ 0.278 (48)	0.016	9.160
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg N/l)	0.346 $\pm$ 0.113 (48)	0.017	5.350
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg N/l)	5.70 $\pm$ 0.43 (48)	2.29	19.40
DQO (mg /l)	20.9 $\pm$ 0.6 (48)	11.7	43.0

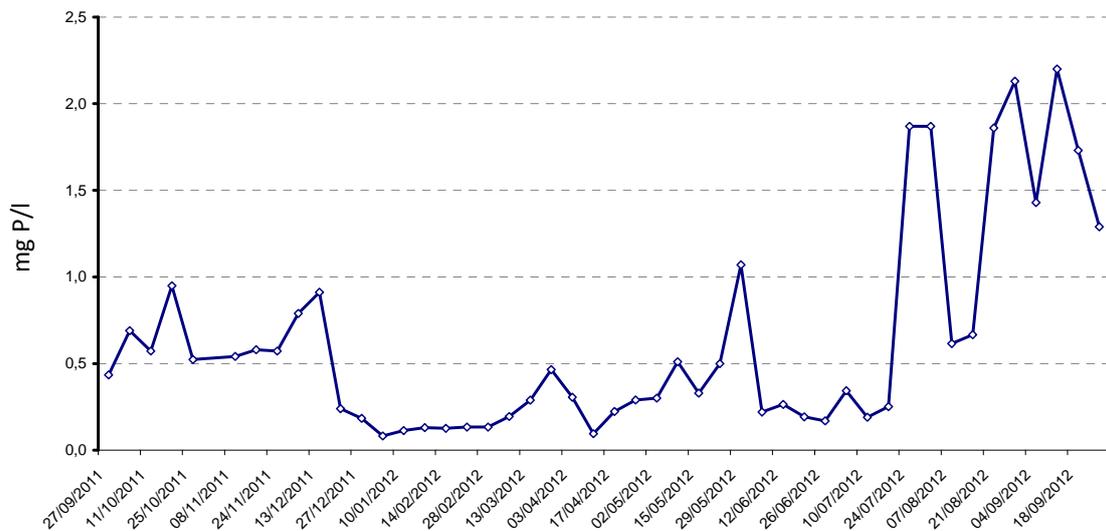
**Tabla 8: Características del agua de entrada al Filtro Verde V-30.**  
Fuente: Acuamed, 2012.

En las figuras 15 y 16 se puede ver la evolución temporal de los nutrientes presentes en el agua de entrada durante esos meses.

**Figura 15: Evolución del Nitrógeno Total del agua de entrada al Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.**



**Figura 16. Evolución del Fósforo Total del agua de entrada al Filtro Verde V-30. Fuente: Acuamed, 2012.**



De las figuras anteriores se desprende que durante los meses de verano del año 2012, aumentan de forma considerable las concentraciones de nitrógeno total y fósforo total en el agua efluente de la depuradora Pinedo-II.

#### 4.1.4. Vegetación

Tal y como se ha indicado con anterioridad, no todos los filtros del humedal poseen la misma configuración, ni la misma vegetación plantada. Así, en el Filtro Verde V-30 hay dos tipos de macrófitas presentes: el carrizo (*Phragmites australis*) y la enea (*Typha latifolia*).

De las nueve celdas presentes en el humedal, se decidió muestrear únicamente en 3 de ellos, en las celdas 4, 8 y 9.

En las celdas 4 y 9, la vegetación existente es un monocultivo de *Phragmites australis* (carrizo), mientras que en la celda 8 el monocultivo es de *Typha latifolia* (enea). Cabe destacar que cada celda del humedal posee un monocultivo estricto, logrando de esta forma una homogeneidad vegetal dentro de cada una de ellas. Para lograr esta uniformidad, se eliminaba cualquier material vegetal diferente al originario, que pudiera crecer en el filtro.

Durante los meses de junio y julio de 2011 se realizó la plantación de la vegetación en el Filtro Verde V-30. Los plantones utilizados de *Typha latifolia* y *Phragmites australis* se recolectaron de diversas zonas del Parque Natural de l'Albufera como el *Tancat de Milia* entre otros. La densidad de la plantación fue de 2 pies por metro cuadrado.



Figura 17. A la izquierda plantación de enea (*Typha latifolia*) en la celda 1. A la derecha plantación de carrizo (*Phragmites Australis*) en la Celda 9. Fuente: Acuamed, 2012.

#### 4.1.5. Estado actual de funcionamiento

En la tabla 9 se pueden ver el caudal de entrada y salida de la celda 4, así como el tiempo de retención hidráulico durante los meses en los que se realizaron los muestreos en la celda.

$Q_{\text{entrada}}$ (l/s)	$Q_{\text{salida}}$ (l/s)	TRH (d)	Observaciones
1,7	0,8	6	La vegetación presenta un crecimiento óptimo.

**Tabla 9: Características de funcionamiento de la celda 4. Fuente: Acuamed, 2012.**

En cuanto a las celdas de flujo subsuperficial vertical, cabe recordar que éstas poseen un funcionamiento intermitente. El tiempo de retención hidráulico de la celda 8 es de 6 días, mientras que el TRH de la celda 9 es de 1 día. El modo de funcionamiento es el siguiente, todos los martes se vacían las dos celdas simultáneamente, llenándose posteriormente de nuevo de forma secuencial. Para lograr un tiempo de retención hidráulico de 1 día en la celda 9, ésta se llena y vacía a diario (excepto los fines de semana). En la tabla 10 se puede ver el tiempo de retención real de las dos celdas muestreadas.

Celda	TRH (d)	Observaciones
8	1,8	La vegetación presenta un crecimiento adecuado.
9	1	La vegetación presenta un crecimiento óptimo.

**Tabla 10: Características de funcionamiento celdas 8 y 9. Fuente: Acuamed, 2012.**

El 28 de septiembre del año 2012 se produjo un episodio de fuertes precipitaciones en el área metropolitana de la ciudad de Valencia, que provocó una avenida de agua en el nuevo cauce del río Turia produciendo grandes desperfectos en las instalaciones del Filtro Verde V-30, haciendo prácticamente inviable el funcionamiento normal del humedal artificial.

## 4.2. Humedal artificial del *Tancat de la Pipa*

El *Tancat de la Pipa* es el resultado del proyecto de restauración de hábitats y adecuación en la desembocadura del *Barranco del Poyo*. Entre otros objetivos de la actuación estaba la creación de un humedal artificial en una zona de *l'Albufera* denominada el *Tancat de la Pipa*.

El *Tancat de la Pipa* es un espacio de aproximadamente 40 hectáreas, perteneciente al término municipal de Valencia y situado en el parque natural de *l'Albufera*, y que con anterioridad estaban dedicadas al cultivo del arroz. Estos terrenos donde se asienta el humedal, fueron expropiados, pues hasta ese momento, eran de propiedad privada.

Los *tancats* de *l'Albufera*, son terrenos que antaño formaban parte del lago y que poco a poco, debido a los aterramientos llevados a cabo durante los siglos XIX y XX, se han ido transformando en zonas para el cultivo del arroz.

Dentro de los terrenos dedicados a la siembra del cereal en el parque natural de *l'Albufera*, y según el modo de riego se tienen dos tipos de parcelas, las zonas de cultivo más alejadas del lago y por tanto las más elevadas, las cuales se riegan bien bombeando al agua desde el lago, o bien con otros recursos hídricos (pozos, acequias del Turia y Júcar, etc.); y por otro lado las parcelas situadas en el linde con el lago y que están muy expuestas a cualquier variación del nivel del mismo.

Estos últimos terrenos de fácil inundación pero imposible desagüe natural se les denominan "*tancats*" (la traducción al castellano es "cerrados"). Se nombran así puesto que el nivel de los campos de arroz está por debajo del nivel del agua de *l'Albufera*, y por tanto, se necesita aislar, *cerrar*, el cultivo para protegerlo del propio lago. Este sellado se realiza por medio de unos diques denominados motas y que impiden que el agua penetre en los cultivos, logrando de esta manera tener el control total sobre la cantidad de agua que entra en los arrozales.

Por tanto, el agua penetra en los *tancats* por gravedad y sale de los mismos, bien mediante un sistema de bombeo que extrae el agua de la parcela y la devuelve al lago, o bien por gravedad siempre y cuando la cota esté lo suficientemente baja para que se produzcan. De este modo, un *tancat* se puede definir como una zona de arrozal donde sus propietarios comparten sistema y modo de riego y que están regidos por una junta administradora que se ocupa del aspecto administrativo y toma de decisiones.

#### 4.2.1. Localización

El *Tancat de la Pipa* está situado al norte del Parque Natural de *l'Albufera*. Concretamente, entre el barranco del *Poyo* y la acequia del *Puerto de Catarroja*, en las inmediaciones del propio lago de *l'Albufera*, en la zona conocida como *Punta del LLebeig* (ver figura 18).

Las coordenadas geográficas, expresadas en grados sexagesimales, del humedal son:

Coordenadas geográficas	
Longitud	39° 21' 50'' N
Latitud	0° 20' 47'' O
Altura (msnm)	0

Tabla 11: Coordenadas geográficas del *Tancat de la Pipa*.



**Figura 18: Mapa de situación *Tancat de la Pipa*.**  
Fuente: Google Earth y <http://www.bing.com/maps/>

### 4.2.2. Características

Dentro del *Tancat de la Pipa*, están contenidas 3 zonas claramente diferenciadas:

- Un ecosistema palustre con función de **humedal artificial**, para tratar las propias aguas del lago, a fin de reducir sus contenidos de materia orgánica, principalmente en forma de fitoplancton, y de nutrientes inorgánicos.
- Un ecosistema de *Ullal*.
- Un ecosistema de marjal (laguna de reserva y laguna educativa).

Acompañando a estos ecosistemas, se encuentran todos los canales de drenaje y de alimentación necesarios para la gestión hídrica del *Tancat de la Pipa*.

La experimentación con las plantas macrófitas se realizó únicamente en la zona de **humedal artificial**, es por ello que el presente TFM se centrará a partir de ahora, únicamente en la descripción de esta zona, denominando *Tancat de la Pipa* a esta área de humedal artificial.



Figura 19: Fotografía aérea del *Tancat de la Pipa*, con los filtros en primer término.  
Fuente: Confederación Hidrográfica del Júcar.

El humedal artificial del *Tancat de la Pipa* se engloba dentro del grupo de humedales artificiales del tipo flujo superficial, con macrófitas emergentes típicas de este tipo de ecosistemas. Los filtros verdes ocupan unas 10 ha (el 25 % de la superficie total aproximada del *Tancat de la Pipa*).

Al encontrarse el humedal artificial, dentro del parque natural de *l'Albufera*, el diseño de este sistema fue diferente al recomendado en la bibliografía, ya que se procuró minimizar lo máximo posible el impacto ambiental que pudieran provocar las obras de construcción, adaptando el diseño a las características del terreno y del ecosistema preexistente. Las consecuencias que estas premisas tienen sobre el funcionamiento del humedal artificial son:

- Aparición de recorridos preferenciales del agua.
- Reducción del rendimiento de los filtros.
- Aparición de infiltraciones por la no impermeabilización de los filtros.

En el *Tancat de la Pipa* se pueden distinguir claramente tres tipos de filtros verdes. Dos de ellos constan de tres celdas en serie tal y como recomienda la bibliografía, y se les denomina FG1, FG2, FG3, para el filtro más grande y fp1, fp2 y fp3 para el filtro más pequeño. La razón por la cual recomienda la bibliografía que los humedales artificiales de flujo superficial deben estar constituidos por un mínimo de tres celdas en serie, es porque así se favorece una elevada eficiencia hidráulica y se minimiza la aparición de caminos preferenciales, dentro del filtro. El tercer filtro del *Tancat de la Pipa* posee una única celda independiente, llamada F4. Las áreas y las relaciones de aspecto de cada una de las celdas se pueden consultar en la tabla 12:

Celda	Longitud (m)	Anchura (m)	Superficie (m <sup>2</sup> )
FG1	90.26	143.71	12971.3
FG2	114.56	159.22	18240.2
FG3	110.31	145.44	16043.5
fp1	90.26	34.82-44.30	3570.7

Celda	Longitud (m)	Anchura (m)	Superficie (m <sup>2</sup> )
fp2	114.56	45.04	5159.8
fp3	110.31	49.89	5503.4
F4	139.78	197.26	27573.0

**Tabla 12: Longitud, anchura y superficie de cada una de las celdas del *Tancat de la Pipa*. Fuente: Oliver, 2011.**

La profundidad media de la lámina de agua en todas las celdas es de 20 cm. Cada parcela está nivelada a una misma cota para permitir que el tiempo de residencia del agua sea uniforme en toda la superficie del terreno.

El agua a tratar por el sistema del humedal artificial, proviene de dos acequias, una está dispuesta en el límite Oeste del *Tancat de la Pipa*, la acequia del *Puerto de Catarroja*; mientras que el otro canal que alimenta al humedal está dispuesta en el flanco Este del filtro, el *Barranco del Poyo*. Estos dos caudales de agua se mezclan en el canal situado al norte del enclave e ingresan al sistema, mediante compuertas, a las celdas FG1, fp1 y F4 respectivamente.

Un sistema de compuertas dentro del conjunto del humedal permite el manejo de las aguas a voluntad, según las características de calidad de las aguas entrantes, periodo de depuración, mantenimiento de los humedales, rendimientos obtenidos, funcionamiento del sistema, etc. Además, el sistema de compuertas permite repartir el agua a tratar de manera uniforme por todas las celdas.

La circulación del flujo de agua por el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, se puede ver en la figura 20.

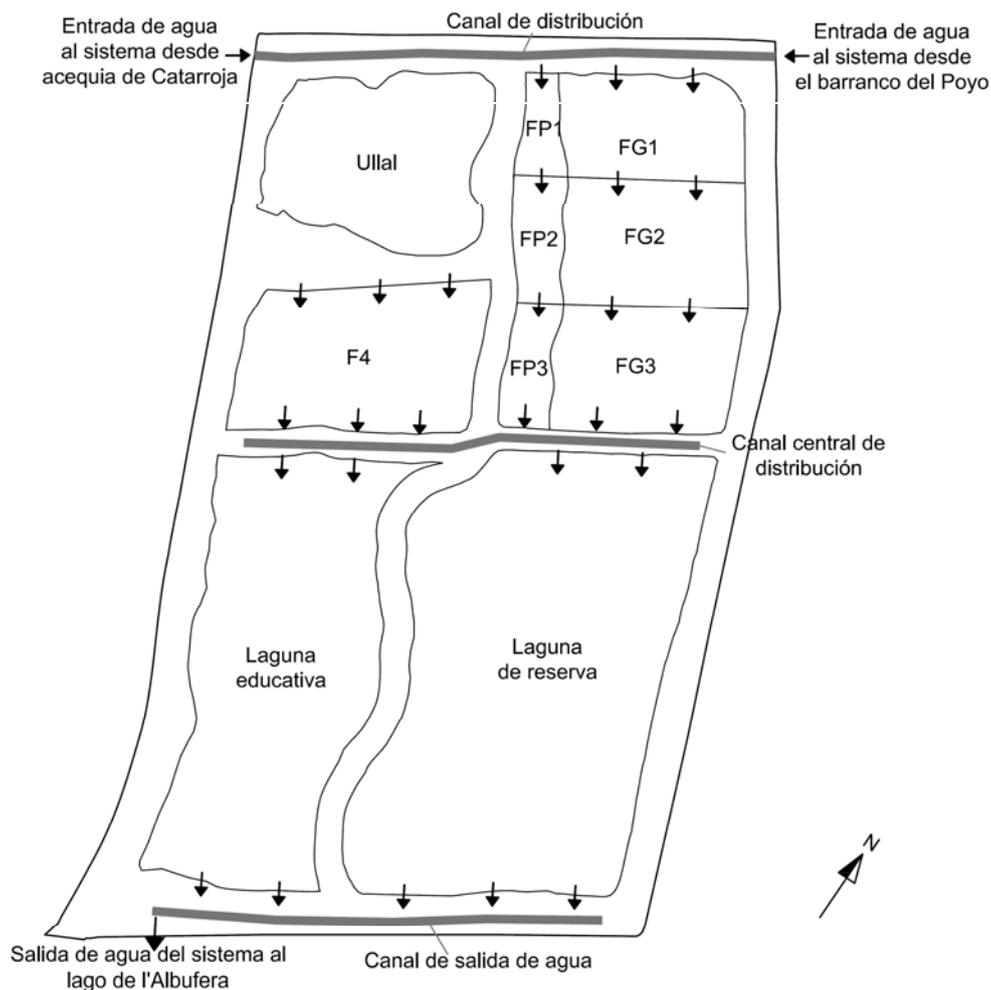


Figura 20: Circulación del agua a través de las celdas en el *Tanca de la Pipa*.

El agua, una vez atraviesa todo el humedal artificial, se extrae mediante un sistema de bombeo, situado en el extremo suroeste del *Tanca*. Las aguas se vierten directamente al lago de *l'Albufera*.

El objetivo principal de este sistema de humedales es tratar las propias aguas del lago de modo que la interceptación de la radiación solar por parte de las macrófitas emergentes plantadas, impida el crecimiento de la biomasa fitoplanctónica, que unido a un bajo TRH provoque que sedimente. La descomposición biológica de dicha biomasa, liberará nutrientes (nitrógeno y fósforo) que posteriormente, tomarán las plantas para su crecimiento.

### 4.2.3. Calidad del agua de entrada

En las figuras 21 y 22 se muestra la evolución temporal de los nutrientes presentes en el agua de entrada al humedal durante los meses en los que se realizaron los muestreos de vegetación.

Figura 21: Evolución de la concentración de Nitrógeno Total en el agua de entrada al *Tancat de la Pipa*.

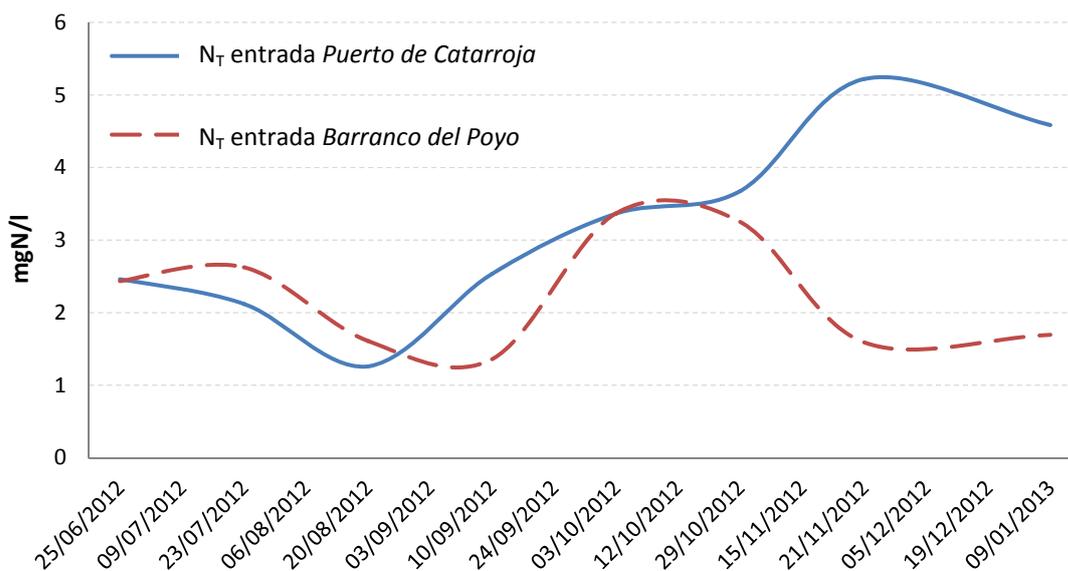
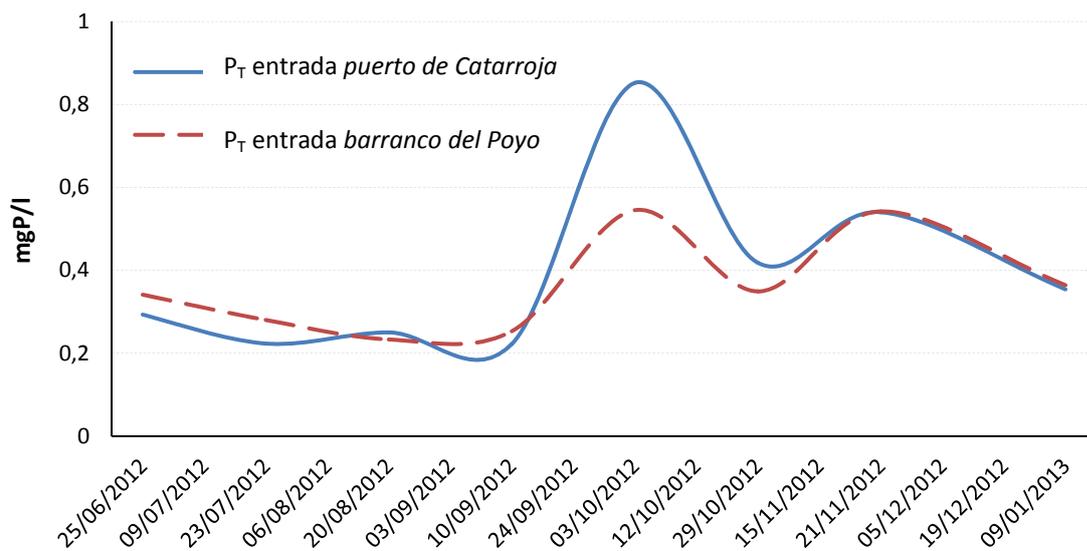


Figura 22: Evolución de la concentración de Fósforo Total en el agua de entrada al *Tancat de la Pipa*.



De las gráficas anteriores se puede sacar la conclusión que el lago de *l'Albufera* posee unas elevadas concentraciones de nitrógeno total, pero sobre todo de fósforo total, que hacen del lago un medio hipertrófico.

En ambos gráficos se observan un incremento en las concentraciones de nitrógeno y fósforo total en los meses de septiembre y octubre en las dos entradas de agua al humedal. Estos incrementos de concentraciones, están motivados por los episodios de fuertes lluvias que se produjeron en la zona en esa época del año. Las escorrentías superficiales que provocan las fuertes lluvias lavan los campos de cultivos, los cuales poseen elevadas concentraciones de nitrógeno y fósforo. Más tarde, esas masas de aguas superficiales acaban llegando al lago de *l'Albufera* elevando la concentración de ambos compuestos en el agua de entrada al humedal.

Las diferencias observadas en las concentraciones de nitrógeno total entre las dos entradas de agua al humedal durante los meses de invierno, son debidas a que durante esos meses los campos de arroz aledaños se vacían de agua, arrastrando con ella el nitrógeno total procedente de la descomposición de la paja del arroz. Cabe destacar que las concentraciones de nitrógeno son mayores en la acequia del puerto de *Catarroja*, al verter allí las aguas de la gran mayoría de los *Tancats* de la zona.

#### 4.2.4. Vegetación

La vegetación en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, se plantó principalmente entre los meses de enero y marzo de 2009, aunque en años posteriores se han replantado algunas zonas. El tipo de macrófita plantada en cada celda aparece en la tabla 13:

Celda	Vegetación	Densidad (planta /m <sup>2</sup> )
FG1	Monocultivo de enea ( <i>Typha latifolia</i> )	1
FG2	Monocultivo de enea ( <i>Typha latifolia</i> )	1

Celda	Vegetación	Densidad (planta /m <sup>2</sup> )
FG3	Policultivo de Enea ( <i>Typha latifolia</i> ), Juncos ( <i>Scirpus maritimus</i> ), Castañuelas ( <i>Scirpus mucronatus</i> , <i>Cyperus rotundus</i> ) y Masiega ( <i>Cladium mariscus</i> )	0.25
fp1	Monocultivo de enea ( <i>Typha latifolia</i> )	1
fp2	Monocultivo de enea ( <i>Typha latifolia</i> )	1
fp3	Policultivo de Enea ( <i>Typha latifolia</i> ), Juncos ( <i>Scirpus maritimus</i> ), Castañuelas ( <i>Scirpus mucronatus</i> , <i>Cyperus rotundus</i> ) y Masiega ( <i>Cladium mariscus</i> )	0.25
F4	Policultivo de Enea ( <i>Typha latifolia</i> ), Juncos ( <i>Scirpus maritimus</i> ), Castañuelas ( <i>Scirpus mucronatus</i> , <i>Cyperus rotundus</i> ) y Masiega ( <i>Cladium mariscus</i> )	0.25

**Tabla 13: Tipo de macrófitas y densidades de plantación en las celdas del humedal artificial *Tancat de la Pipa*. Fuente: Oliver, 2011.**



**Figura 23: Fotografía frontal del FG1 tomada el 06/03/2009 donde se distingue la *Typha latifolia* recién plantada.**

A mediados del mes de octubre del año 2009, se decidió proceder al cosechado de las celdas FG1 y fp1 plantadas con monocultivo de enea (*Typha latifolia*). En marzo del año 2010 se empieza a observar una importante reducción de la vegetación del filtro FG2 debido a la

presión ejercida por las aves, llegando en mayo de ese mismo año a una reducción casi total de la enea. En septiembre del año 2010 se cosecha la celda fp2 también plantada con monocultivo de enea (*Typha latifolia*).

A finales del año 2010 se observa que la enea cosechada de las celdas FG1, fp1 y fp2 no rebrota, incluso que la plantada inicialmente en el año 2009 en la celda FG2, y que nunca ha sido cosechada, ha visto reducida drásticamente su población. Estos problemas en el crecimiento de la enea están provocados por determinadas aves presentes en el humedal artificial, este es el caso del calamón (*Porphyrio porphyrio*) que poseen una dieta alimenticia básicamente vegetal, alimentándose de tallos, hojas y raíces de plantas acuáticas y semiacuáticas, como es el caso de la *Typha latifolia* o del grano de arroz. Estos daños sobre los materiales vegetales en los humedales artificiales por parte de la fauna, están descritos en la bibliografía consultada (Kadlec y Wallace, 2009).

Todos estos problemas con la vegetación en el *Tanquet de la Pipa* llevaron a la toma de decisión de introducir dos nuevas especies de macrófitas en el humedal para sustituir a la enea, estas especies elegidas fueron el lirio amarillo (*Iris pseudocorus*) y el carrizo (*Phragmites australis*). Las fechas y celdas donde se realizaron las plantaciones se pueden ver en tabla 14.

Filtro	Especie	Mes y año plantación
fp2	Carrizo 2º año	marzo-11
fp3	Lirio 1º año	abril-12
fp3	Lirio 2º año	marzo-11
FG2	Carrizo 3º año	marzo-10
FG3	Carrizo 3º año	marzo-10
FG3	Lirio 3º año	marzo-10

**Tabla 14:** Especies de plantas macrófitas plantadas entre el año 2010 y 2012 en el *Tanquet de la Pipa*.

#### 4.2.5. Estado actual de funcionamiento

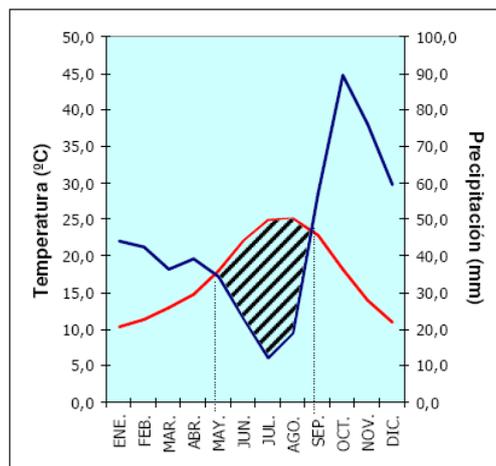
A todos los problemas que se han comentado con la vegetación hay que añadir que el carrizo no se desarrolla en el humedal tal como cabría esperar, creciendo de forma muy lenta y dispersa. En cambio, el lirio amarillo se ha adaptado de forma óptima al humedal artificial.

En general el funcionamiento del humedal durante los meses que se produjeron los muestreos fue correcto, únicamente cabría comentar fallos en el sistema de bombeo del *Tancat* con el consiguiente estancamiento del agua, o la rotura de alguna mota de separación entre filtros provocando que los tiempos de retención no sean los acordados. Todos estos problemas no han tenido la menor consecuencia en el desarrollo de la vegetación, pudiéndose considerar como fallos anecdóticos.

#### 4.3. Clima en el área de estudio

El conocimiento de factores climáticos como la temperatura, la precipitación y la evapotranspiración es muy importante a la hora de determinar los objetivos que en materia de calidad y grado de depuración se pueden llegar a conseguir. Esto es debido a que muchos de los procesos biológicos que se producen en un humedal artificial están determinados por la temperatura del agua, además el óptimo desarrollo de ciertas especies vegetales también está supeditado a la temperatura ambiente. No obstante, el estudio de la precipitación atmosférica en este tipo de sistemas es un dato irrelevante al presuponerse agua en cantidad para la alimentación del sistema.

Como se observa en la figura 24, el clima de la zona de estudio es Mediterráneo, con un periodo estival que abarca desde el mes de mayo hasta el de septiembre, y un periodo de fuertes precipitaciones entre los meses de octubre y diciembre. Las temperaturas máximas anuales se registran en el mes de julio, mientras que las mínimas se producen en el mes de enero.



**Figura 24: Climograma de la zona del estudio.**  
**Fuente: Ministerio de Medio Ambiente, 2005.**

## 4.4. Descripción de la vegetación analizada

### 4.4.1. *Typha latifolia*

#### 4.4.1.1. Descripción y clasificación botánica

La familia de las *Typhaceae* está formada por un único género, el género *Typha*, de características morfológicas bastante homogéneas. Se trata de plantas acuáticas helófitas, es decir, plantas con sistema radicular arraigado en el fango o fondo del humedal y con estructura vegetativa que emerge por encima de la lámina de agua. En España el género *Typha* está representado por tres especies: *T. latifolia* L., *T. angustifolia* L. y *T. domingensis* (pers.), que ocasionalmente pueden hibridar entre sí. El presente TFM se centrará en la especie *T. angustifolia* por ser la recolectada en los humedales. La clasificación botánica de la especie se puede ver en la tabla 15. El nombre vernáculo del género *Typha* es **enea**.

*Typha angustifolia* es una planta herbácea, erguida, de gran desarrollo que no suele sobrepasar los 2 metros de altura. Las hojas de las eneas se disponen formando un denso grupo desde la parte basal de la planta. La forma de hoja es muy característica, teniendo forma acintada, es decir, extremadamente larga, entera, plana y de bordes paralelos, siendo su

nerviación también paralela. Las hojas son esponjosas y al seccionarlas transversalmente se observan numerosos canales aeríferos, necesarios para hacer llegar los gases hasta un sistema radicular permanentemente bajo el agua.

Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Orden:	Poales
Familia:	Typhaceae
Género:	<i>Typha</i>
Especie:	<i>T. angustifolia</i>

**Tabla 15: Clasificación botánica de *T. angustifolia*.**  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>

Al igual que ocurre con muchas otras especies vegetales, poseen un meristemo basal, que provoca que su crecimiento no se interrumpa si se cortan las hojas durante el periodo vegetativo.

Todas las eneas son plantas monoicas, es decir, en un mismo espécimen aparecen flores unisexuales femeninas y flores unisexuales masculinas, formando una inflorescencia muy característica con forma de “puro”. En las eneas las flores se agrupan densamente en inflorescencias unisexuales diferenciadas, que se sitúan muy próximas entre sí en el extremo del escapo floral; la inflorescencia masculina en la parte más apical del escapo y la femenina por debajo de la primera. En la figura 25 se puede ver un esquema del tallo hojas e inflorescencia floral de la *T. angustifolia*.

La enea es una planta helófito de climas templados o templados fríos. El rango de temperaturas en el que se desarrolla la especie va de 10 a 30 °C. La profundidad de la capa de agua en la que crecen las eneas es de aproximadamente 0.5 m en humedales naturales. En

cuanto a la calidad del agua la *T. angustifolia* suele desarrollarse en lugares con la calidad del agua alterada o en medios más salinos (Cooper, 1996).

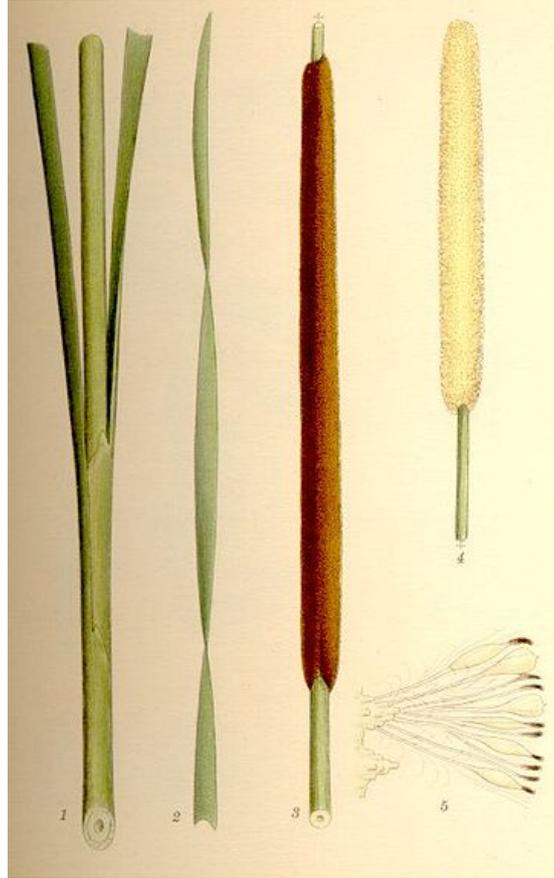


Figura 25: Detalle del tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto de *T. angustifolia*. Fuente: <http://es.wikipedia.org>

#### 4.4.1.2. Ciclo vegetativo

Como ya se ha indicado las eneas son plantas herbáceas perennes. El carácter perenne se debe a que poseen un sistema radicular rizomatoso donde se almacenan nutrientes y demás compuestos necesarios para el buen desarrollo de la planta año tras año. El ciclo de la planta es anual.

A finales de la primavera, la planta brota a partir de yemas situadas en los rizomas y desarrolla numerosas hojas nuevas, gracias en buena parte a los nutrientes y demás compuestos almacenados en los rizomas. En verano la planta emite un tallo aéreo, generalmente sin hojas

que lleva en su extremo las inflorescencias. Los frutos maduran aproximadamente hacia finales de verano, época en la que la planta vuelve a almacenar nutrientes en sus rizomas para asegurar su crecimiento en la siguiente temporada. En otoño la parte emergente de la planta se seca. La diseminación de los frutos se produce más tarde, generalmente a lo largo del invierno. En la siguiente primavera comienza un nuevo ciclo con la brotación desde los rizomas de nuevas hojas.

Con las sucesiones de ciclos anuales de desarrollo, la planta va colonizando poco a poco nuevas áreas del humedal, dando lugar a un sistema radicular muy denso, y una parte emergente con una agrupación espesa de hojas y tallos en la que no se pueden distinguir plantas individuales. Esta es la razón por la cual las eneas siempre aparecen en los humedales formando colonias densas en cuyo interior difícilmente puede crecer otra especie vegetal (Fernández, 2010).

#### **4.4.1.3. Aplicación en humedales artificiales**

La aplicabilidad de las eneas en los sistemas de tratamiento de aguas residuales es muy amplia. Pueden aplicarse en sistemas de flujo superficial aprovechando su condición de helófitas, en humedales de flujo subsuperficial, como plantas arraigadas en la grava y en sistemas acuáticos con flotación inducida. Según estudios, en sistemas de humedales artificiales, se indica una producción de 13 kg de biomasa seca total (aérea + sumergida) por m<sup>2</sup> y año. Las extracciones de nutrientes pueden llegar a ser del orden del 180 g N/m<sup>2</sup> y 27 g P/m<sup>2</sup> (Fernández, 2010).

#### **4.4.1.4. Cosechado**

Es conveniente cosechar periódicamente y retirar del humedal la parte emergente de la colonia de eneas, a fin de que el proceso de renovación de la colonia y eliminación de la carga contaminante sea eficaz.

Si el cosechado se realiza en plena época vegetativa, por ejemplo en el mes de julio, puede ocurrir que no se haya completado el almacenamiento de nutrientes en los rizomas y que por tanto se comprometa el desarrollo de la planta para la siguiente temporada. Es por ello que se

recomienda el corte una vez que las plantas estén en reposo y antes de que comience la nueva brotación, es decir en los meses de otoño-invierno.

#### 4.4.2. *Phragmites australis*

##### 4.4.2.1. Descripción y clasificación botánica

*Phragmites Australis* es una planta acuática perteneciente a la familia de la gramíneas (*Poaceae*). Al igual que la *T. angustifolia*, el *P. Australis* crece en zonas inundadas con el sistema radicular arraigado en el fondo del humedal, desarrollando una estructura vegetativa emergente por encima de la lámina del agua. La clasificación botánica de la especie se puede ver en la tabla 16. El nombre vernáculo del *Phragmites Australis* es el **carrizo**.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Orden:	Poales
Familia:	Poaceae
Subfamilia:	Arundinoideae
Tribu:	Arundineae
Género:	<i>Phragmites</i>
Especie:	<i>P. australis</i>

**Tabla 16: Clasificación botánica de *P. australis*.**  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>

El *P. australis* es una planta herbácea perenne, de crecimiento vertical, muy robusta, que puede alcanzar más de 3 metros de altura. En la parte subterránea de la planta se desarrollan rizomas leñosos, escamosos y nudosos con largos estolones. El tallo del carrizo es generalmente simple y está formado por una sucesión de nudos y entrenudos perfectamente diferenciados que conforman la caña de la planta. Las hojas son enteras y largas (20-70 cm de longitud) y estrechas (1-5 cm anchura), agudas y de color verde grisáceo durante la etapa de crecimiento. En el extremo del tallo se desarrolla una panícula en la que se sitúan las flores, organizadas en espiguillas al igual que ocurre en otras gramíneas (Fernández, 2010).



Figura 26: Detalle de tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto de *P. australis*.  
Fuente: <http://www.comunicacionvegetal.com>

El rango de temperaturas en el que se desarrolla la planta va de 12 – 33 °C, siendo el rango de temperaturas para que se produzca la germinación de 10 – 30 °C. Es una planta que puede tolerar elevadas concentraciones de sales en el agua, y puede desarrollarse en un rango de pH muy amplio, de 2 – 8. (Cooper, 1996).

#### 4.4.2.2. Ciclo vegetativo

El carrizo es una planta herbácea perenne gracias al carácter perenne de sus rizomas, pero el ciclo de desarrollo de la planta es anual, como ocurre con las eneas. La brotación desde los rizomas se produce hacia el mes de abril, dando lugar al desarrollo de un vástago muy vigoroso, erguido y que crece rápidamente. Aproximadamente entre julio y septiembre se produce la floración, seguida de la formación de las semillas. Es a partir de ese momento

cuando se produce la translocación de asimilados hacia los rizomas y la senescencia de la parte aérea de la planta. En los meses de invierno se produce la diseminación de las semillas. Comenzando de nuevo el ciclo desde los rizomas en la siguiente primavera.

La colonización de nuevos ambientes se produce fundamentalmente por la expansión de los rizomas o la formación de estolones en superficie, la diseminación de las semillas puede provocar el asentamiento en zonas más alejadas. La germinación se produce en los meses de primavera cuando las temperaturas son de 20 °C aproximadamente. Las plántulas no toleran la inundación permanente, razón por la cual la nueva colonización en un humedal se realiza por los bordes de este. Una vez establecido el carrizo, su propagación está asegurada vegetativamente gracias a los rizomas tal y como se ha comentado anteriormente (Fernández, 2010).

#### **4.4.2.3. Aplicación en humedales artificiales**

El carrizo se desarrolla, bien tanto en aguas no contaminadas como en aguas alteradas de naturaleza orgánica, alcalina o salina. En aguas no contaminadas su crecimiento es mayor, pero en esos medios resulta frecuentemente desplazado por otras especies más competitivas (como el *Arundo donax*). Sin embargo, su gran tolerancia a medios alterados hace que desplace muy eficazmente a otras especies, y que se extienda rápidamente.

El *P. australis* se utiliza como helófitas en los humedales tanto de tipo superficial como de flujo subsuperficial de manera prácticamente generalizada, al ser una especie muy robusta y poliforme. En los sistemas de flujo superficial tiene la ventaja sobre las enneas de que sus rizomas penetran verticalmente, y más profundamente, en el sustrato o fango del humedal, con lo que el efecto oxigenador por liberación de oxígeno desde los rizomas es potencialmente mayor.

Según estudios la productividad del carrizo varía ampliamente entre los distintos ecotipos, llegándose a medir 50 toneladas de masa seca por hectárea y año, correspondiendo el 44 % a

biomasa aérea. La capacidad de extracción de nutrientes puede estimarse en función de la composición de sus tejidos; la biomasa aérea posee aproximadamente 1,1 % de nitrógeno y un 0,12 % de fósforo; mientras que la biomasa subterránea posee un 1,0 % y un 0,15 % respectivamente (Fernández, 2010).

#### **4.4.2.4. Cosechado**

El carrizo es una planta que produce mucha biomasa, y por tanto es conveniente cosechar periódicamente y retirar del humedal para que no se produzca el reciclado de los nutrientes asimilados. Aproximadamente, la época en la que los rizomas tienen menos reservas es a finales de julio, por lo que si se efectúa en esta época la siega de la biomasa aérea, el vigor del carrizal se verá afectado. En épocas más tardías, en otoño principalmente, ya no es probable que el corte comprometa el crecimiento futuro de la planta (Fernández, 2010).

#### **4.4.3. *Iris pseudacorus***

##### **4.4.3.1. Descripción y clasificación botánica**

El *Iris pseudacorus*, es una especie perenne de la familia Iridaceae. Pertenece a una especie de plantas macrófitas emergentes, viviendo cómodamente en zonas muy húmedas e incluso tolerando la inmersión, los suelos anóxicos y bajos pH. El nombre común para referirse al *Iris pseudacorus* es el **lirio amarillo**. La clasificación botánica de la especie se puede ver en la tabla 17.

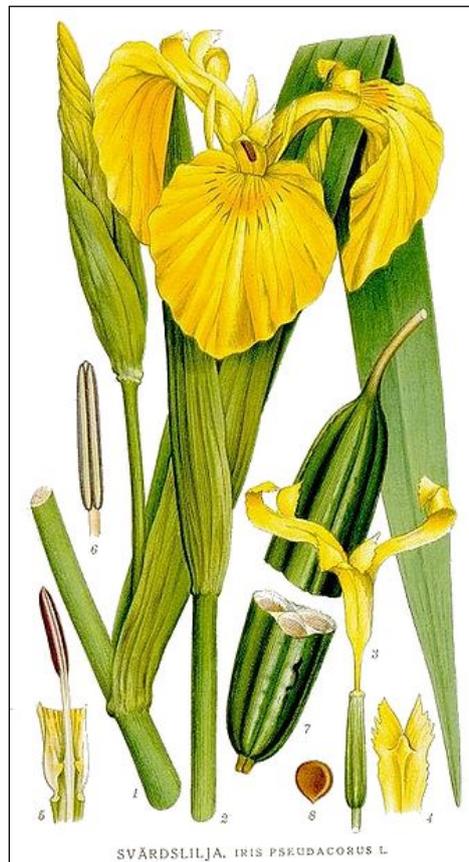
El lirio amarillo es una planta de hoja perenne que posee un rizoma carnoso y que puede crecer hasta alcanzar unos 160 cm de altura. El tallo vegetativo es un rizoma subterráneo de crecimiento horizontal, a menudo ramificado, que da lugar a nuevos rizomas susceptibles de independizarse. Posee hojas planas con forma de espada que parten de un mismo rizoma, en el que dejan marcas a modo de escamas; las hojas son de color verde grisáceo y con una anchura de 1 a 3 cm (ver figura 27).

---

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Orden:	Asparagales
Familia:	Iridaceae
Subfamilia:	Iridoideae
Tribu:	Irideae
Género:	<i>Iris</i>
Especie:	<i>I. pseudacorus</i>

---

**Tabla 17: Clasificación botánica de *I. pseudacorus*.**  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>



**Figura 27: Detalle de tallo, hoja, inflorescencia floral y fruto de *I. pseudacorus*.**  
Fuente: <http://es.wikipedia.org>

Las flores son grandes y amarillas de 8 a 10 cm de diámetro y muy vistosas, dispuestas en ramilletes terminales desde una espata de color verde con dos o tres flores en cada ramillete. Los frutos son cápsulas alargadas que contienen abundantes semillas, las cuales flotan, son algo carnosas cuando son jóvenes y tienen un color rojizo o parduzco. (Alberto, 2003).

#### **4.4.3.2. Ciclo vegetativo**

Al contrario que ocurre con el carrizo y la enea, el lirio amarillo es una planta herbácea perenne. El crecimiento de la planta se lleva a cabo, preferentemente, en los meses de primavera-verano, a partir del rizoma horizontal, creciendo las hojas desde el meristemo basal. Aproximadamente entre marzo y abril se produce la floración, seguida de la formación de las cápsulas con las simientes. Es ahí cuando se produce la diseminación de las semillas. El crecimiento en los meses de invierno se ve ralentizado, hasta el comienzo del siguiente ciclo, en la primavera.

La propagación del *Iris pseudacorus* se produce principalmente por rizomas en su entorno más cercano, aunque la colonización de nuevas zonas la realiza por medio de la dispersión de las semillas por el agua. Llena un nicho ecológico similar al de la *Typha* y a veces crecen juntas. Aunque es primariamente una planta acuática, los rizomas pueden sobrevivir prolongados períodos secos (Alberto, 2003).

#### **4.4.3.3. Aplicación en humedales artificiales**

El lirio amarillo, al igual que la enea y el carrizo, posee aplicabilidad en los sistemas de tratamiento de aguas mediante humedales artificiales. El *Iris pseudacorus* pueden aplicarse en sistemas de flujo superficial aprovechando su condición de helófitas, en humedales de flujo subsuperficial, como plantas arraigadas en la grava o en sistemas acuáticos en flotación inducida. No obstante, no es una especie muy utilizada en los sistemas de tratamientos de aguas mediante humedales artificiales.

#### **4.4.3.4. Cosechado**

Al no ser una planta muy extendida en los sistemas de humedales artificiales, no hay bibliografía disponible sobre cuándo es la mejor época para el cosechado, siendo éste uno de los objetivos del presente TFM.

## 5. MATERIAL Y MÉTODOS

---



## 5. MATERIAL Y MÉTODOS

### 5.1 Cronología

Los muestreos de campo y los trabajos de laboratorio, se iniciaron el 5 de Julio de 2012 y se sucedieron hasta el 9 de Enero de 2013. Se realizaron con una periodicidad de un mes aproximadamente, muestreando la vegetación de ambos humedales en la misma semana, pero en diferentes días. En la tabla 18 se puede observar una relación con las fechas de cada muestreo, así como el humedal artificial del que se muestreó.

En total se realizaron 14 salidas de campo para la recolección de vegetación, 7 para la toma de muestras en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, y 7 para la recogida de vegetación en el Filtro Verde V-30.

Cabe destacar la existencia de tres muestreos, uno en el mes de noviembre de 2011 en el Filtro Verde V-30 y dos en el mes de junio de 2012 realizados en ambos humedales (datos sombreados en la tabla 18) que no fueron perpetrados por el autor del presente TFM. Sin embargo, este autor sí que realizó los análisis para la determinación de concentraciones de nitrógeno y fósforo de dichas muestras, junto con el resto de macrófitas recolectadas durante el periodo descrito.

Debido a la paralización de la planta piloto del Filtro Verde V-30 en septiembre de 2012, durante el mes de octubre no se realizó ningún muestreo, retomando la toma de muestras durante los meses de noviembre y enero.

### 5.2 Descripción de los puntos de muestreo

Con el fin de seguir la evolución de la vegetación en el humedal del *Tancat de la Pipa* y en el Filtro Verde V-30, se seleccionaron un total de 7 zonas de muestreo, tres en el humedal de la V-30 y cuatro en el *Tancat de la Pipa*.

En la tabla 18 se pueden ver las especies cosechadas, el punto de recolección, así como la fecha y el humedal muestreado. En gris aparecen los muestreos no realizados por el autor del presente Trabajo Final de Master.

Fecha	Humedal artificial	Punto muestreo	Especie muestreada
15-nov-11	V-30	Celda 7	Carrizo
		Celda 8	Enea
04-jun-12	Pipa	FG3	Carrizo
		FG3	Lirio
05-jun-12	V-30	Celda 4	Carrizo
		Celda 9	Carrizo
09-jul-12	Pipa	fp2	Carrizo
		fp3	Lirio
		fp3	Lirio
10-jul-12	V-30	Celda 4	Carrizo
		Celda 8	Enea
		Celda 9	Carrizo
20-ago-12	Pipa	fp2	Carrizo
		fp3	Lirio
		FG2	Carrizo
21-ago-12	V-30	Celda 4	Carrizo
		Celda 8	Enea
		Celda 8	Enea
		Celda 9	Carrizo
18-sep-12	V-30	Celda 4	Carrizo
		Celda 8	Enea
		Celda 8	Enea
		Celda 9	Carrizo

Fecha	Humedal artificial	Punto muestreo	Especie muestreada
27-sep-12	Pipa	fp3	Lirio
		fp3	Lirio
		FG3	Lirio
		FG3	Carrizo
29-oct-12	Pipa	fp3	Lirio
		fp3	Lirio
		FG2	Carrizo
16-nov-12	V-30	Celda 4	Carrizo
		Celda 8	Enea
		Celda 9	Carrizo
30-nov-12	Pipa	fp2	Carrizo
		fp3	Lirio
		fp3	Lirio
9-ene-13	Pipa	fp3	Lirio
		fp3	Lirio
		fp3	Lirio
		fp3	Enea
	V-30	Celda 9	Carrizo

**Tabla 18: Fecha, humedal, punto de muestreo y tipo de vegetación recolectada.**

Toda la vegetación en el Filtro Verde V-30 fue plantada en la misma fecha (junio-julio de 2011), es por ello que toda la vegetación de las celdas ha presentado durante el periodo de muestreo unos rasgos parejos de desarrollo, en función claro está, de las diferentes especies plantadas. Hay que destacar que la plantación de las celdas seguía un monocultivo estricto, no permitiéndose el arraigo de especies vegetales foráneas en el filtro. Los diferentes puntos de muestreo en el Filtro Verde V-30, son:

- **Celda 4** plantada con *Phragmites australis*. Se decidió tomar muestras de esta celda por ser la única con flujo horizontal en la que, la vegetación presentaba un desarrollo aceptable; si bien es cierto que el carrizo no llegó a desarrollar un crecimiento tal, capaz de cubrir el 100 % de la superficie de la celda durante los meses muestreados.



Figura 28: Fotografía del F.V. V-30, celda 4, plantada con *Phragmites australis* realizada en agosto de 2012. Fuente: Acuamed, 2012.

- **Celda 8** plantada con *Typha angustifolia*. Se decidió tomar muestras de esta celda al ser la única de todo el Filtro Verde que poseía un desarrollo aceptable de la enea. Se optó por esta celda, y no por la celda 1, al tener una alimentación de agua mediante flujo vertical, creyéndose interesante tener datos sobre el crecimiento de la vegetación con este tipo de flujo. La enea en esta celda tampoco cubrió, durante el periodo de muestreo, el 100% de la superficie del mismo.



Figura 29: Fotografía del F.V. V-30, celda 8, plantada con *Typha angustifolia* realizada en agosto de 2012. Fuente: Acuamed, 2012.

- **Celda 9** plantada con *Phragmites australis*. Esta celda es la única de todo el humedal artificial que no tiene un lecho de gravas, sino que posee un relleno de arena con un 3% de óxidos de hierro. Según la bibliografía consultada (Gargallo, 2010) el fósforo disuelto en el agua residual es adsorbido en los óxidos de hierro, eliminando el nutriente del agua influente. El carrizo en la celda presentó durante todo el periodo de muestreo un crecimiento óptimo.



Figura 30: Fotografía del F.V. V-30, celda 9, plantada con *Phragmites australis* realizada en agosto de 2012. Fuente: Acuamed, 2012.

La vegetación en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, en cambio, no se plantó en el mismo periodo de tiempo, sino que se han ido realizando sucesivas plantaciones a lo largo de los años 2009, 2010, 2011 y 2012, en diferentes zonas del humedal y con diferentes especies vegetales. Además hay que destacar que en el *Tancat de la Pipa* se ha permitido que la naturaleza siguiera su curso, permitiendo el crecimiento de cualquier especie vegetal en cualquier parte del filtro, para así favorecer la biodiversidad del humedal, evitando en todo momento el monocultivo en los filtros.

- **Filtro FG2** plantado actualmente con *Phragmites australis*. Esta celda es una de las que se replantó con carrizo en marzo de 2010, al haber fracasado la plantación original de *Typha* del año 2009. Hay que remarcar que en la actualidad existen algunas matas de enea intercaladas en el filtro con el carrizo, tal y como se puede ver en la figura 31. El desarrollo del carrizo en esta celda se limita a diferentes matas aisladas, observándose durante todo el periodo de estudio un crecimiento lento y frágil, en comparación con el crecimiento del carrizo en el Filtro Verde V-30.



**Figura 31:** Fotografía panorámica *Tancat de la Pipa*, filtro FG2, realizada en julio de 2012. Filtro plantado con *Phragmites australis*. Se observan en primer término algunas matas de enea, rebrotes de las plantas originales.

- El **filtro FG3** se plantó en el año 2009 con un policultivo de Enea (*Typha latifolia*), Juncos (*Scirpus maritimus*), Castañuelas (*Scirpus mucronatus*, *Cyperus rotundus*) y Masiega (*Cladium mariscus*). En esta celda aún quedan algunas zonas colonizadas por eneas y juncos. En marzo del año 2010 se plantó en este filtro una nueva especie, el **lirio amarillo** (*Iris pseudacorus*). En marzo de ese mismo año, también se plantó *Phragmites australis* en el filtro debido a la drástica reducción de la enea en todo el humedal

artificial. En esta celda es de donde se tomaron las muestras de vegetación con mayor edad de todo el muestreo.



**Figura 32:** Fotografía panorámica del *Tancat de la Pipa*, filtro FG3, realizada en julio de 2012. Filtro plantado con *Phragmites australis* e *Iris pseudacorus*, entre otras especies.

- **Filtro fp2** plantado con *Phragmites australis*. Esta celda, al igual que ocurrió con el filtro FG2, se volvió a replantar con carrizo al no rebrotar la enea cosechada en septiembre de 2010. Se realizaron dos plantaciones de carrizo, una en marzo de 2011 y otra en mayo de 2012. El desarrollo del carrizo en esta celda se ha comportado del mismo modo que el carrizo plantado en la celda FG2, con un crecimiento lento y frágil, incluso con la ausencia de rebrotes después de realizar el cosechado de la planta en plena época de crecimiento.



**Figura 33:** Fotografía panorámica del *Tancat de la Pipa*, filtro fp2, realizada en julio de 2012. Filtro plantado con *Phragmites australis*.

- El **Filtro fp3** al igual que el filtro FG3, se planta a principios del año 2009 con un policultivo de Enea (*Typha latifolia*), Juncos (*Scirpus maritimus*), Castañuelas (*Scirpus*

*mucronatus*, *Cyperus rotundus*) y Masiega (*Cladium mariscus*). En esta celda aún quedan algunas zonas colonizadas por enea, y alguna que otra mata de junco diseminada por el filtro. En marzo del año 2011 y viendo la correcta adaptación del **lirio amarillo** (*Iris pseudacorus*) en el filtro FG3, se decide plantar esta especie también en el filtro fp3. En abril del año 2012, se vuelve a realizar otra plantación de la misma especie en el filtro.



**Figura 34: Fotografía panorámica del Tancat de la Pipa, filtro fp3, realizada en julio de 2012. Filtro plantado con *Iris pseudacorus*, entre otras especies.**

### 5.3 Toma de muestras y mediciones en campo

Tal y como se ha comentado con anterioridad, la frecuencia de los muestreos fue de una vez al mes. En general, el día de la semana elegido para la recogida de las muestras eran los lunes para el *Tancat de la Pipa* y los martes para el Filtro Verde V-30. El material empleado para la recolección de la vegetación en ambos humedales artificiales fue:

- Tijeras de podar.
- SERRUCHO de podar.
- Dinamómetro digital.
- Metro.
- Saco para pesar las muestras.
- Bolsas para introducir las muestras vegetales.
- Picas para identificar zona recolección.
- Vadeador.

El vadeador únicamente se utilizó para la recogida de muestras del *Tancat de la Pipa*, ya que ésta era la única manera de poder acceder hasta la vegetación en un humedal de flujo

superficial. En el Filtro Verde V-30, al estar la superficie de las celdas seca, no hizo falta el uso del vareador.

La dinámica de la toma de muestras era siempre la misma. Una vez seleccionada la zona de muestreo y la planta a cortar, se acotaba la superficie a muestrear con la ayuda del metro y se segaba toda la vegetación comprendida en dicha superficie. La vegetación cortada se introducía en el saco para poder determinar, con la ayuda del dinamómetro digital, la **“masa húmeda en campo de la muestra”**. Acto seguido se medían, con la ayuda del metro, las longitudes máximas y medias de la vegetación recolectada. Por último, se introducía una muestra representativa de la planta cosechada en una bolsa con su correspondiente etiqueta para poder identificarla al llegar al laboratorio.



**Figura 35: Fotografía tomada el 30 de noviembre de 2012 en el *Tancat de la Pipa* filtro fp2, mientras se muestreaba la vegetación.**



**Figura 36:** Fotografía tomada el 30 de noviembre de 2012 en el *Tanque de la Pipa* filtro fp3, donde se muestra una planta de *Iris pseudacorus* cosechada el 29 de octubre de 2012.

En algunos casos en los que podía haber confusión de la zona cosechada (esto ocurría sobre todo al cosechar rebrotes), se colocaba una pica cercana al área de siega con la fecha de corte y el tipo de planta cosechada, tal y como se puede observar ver en la figura 36.

## 5.4 Preparación de las muestras

Una vez que las muestras llegaban al laboratorio había que prepararlas adecuadamente para, a posteriori, poder analizar la concentración de nutrientes presente en sus tejidos. A continuación se detalla todo el proceso seguido en la preparación de las muestras recolectadas en los humedales artificiales. El procedimiento ha sido extraído de los Métodos Oficiales de Análisis publicación editada por el Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, editado en el año 1994.

### a) Principio

Las operaciones que se describen a continuación, tienen por finalidad lograr una muestra lo más homogénea posible dentro de la población muestreada, para que los análisis posteriores obtengan validez. Para ello, toda simplificación o tratamiento insuficiente durante esta

operación, podría haber conducido a unos resultados no representativos o mermados de la población muestreada.

## b) Materiales

- Estufa de aire forzado.
- Bandeja metálica.
- Tijeras.
- Molinillo de aspas metálicas.
- Cepillo de cerdas suaves.
- Balanza de precisión.

## c) Reactivos

- Ácido clorhídrico concentrado.
- Agua desionizada.

## d) Procedimiento

Una vez seleccionada una muestra representativa de la planta a preparar, ésta se pesaba en la balanza de precisión para obtener la **“masa húmeda de la muestra en el laboratorio”**. A continuación la vegetación se lavaba con una solución de ácido clorhídrico concentrado al 1%, frotando las hojas por ambas caras con el cepillo de cerdas suaves. Posteriormente se enjuagaba dos veces con agua corriente; y por último, la muestra se limpiaba otras dos veces con agua desionizada. Todo este proceso de lavado nunca sobrepasaba los 20 – 30 segundos. Una vez lavada la muestra, se pesaba de nuevo en la balanza de precisión para obtener la **“masa húmeda tras lavado en laboratorio”**.



**Figura 37: Muestras vegetales lavadas y preparadas para ser introducidas en la estufa.**

A continuación se desecaba el material vegetal introduciéndolo en una estufa con aire forzado a 60 °C durante 72 horas; tiempo más que suficiente para que la masa de la muestra alcance un valor constante. Una vez transcurridos los tres días, las muestras se extraían de la estufa, obteniéndose la “masa seca en el laboratorio” tras ser pesadas.



**Figura 38: Estado de las muestras vegetales tras haber estado 72 horas en la estufa.**

La muestra una vez desecada, se cortaba en pequeños pedazos con la ayuda de las tijeras, para posteriormente introducirla en el molinillo de aspas metálicas y refrigeración por agua. El motivo de trocear la muestra en pequeñas fracciones era para evitar el atasco del molinillo.

Los pasos seguidos para la molienda de las muestras vegetales fueron:

- Apertura de grifo para la refrigeración del molinillo.
- Primera molienda de la muestra sin la tapa de cuchillas.
- Segunda molienda con la tapa de cuchillas. Hasta lograr que la muestra fuera prácticamente polvo.
- Limpieza de molino y todos sus componentes con cepillo y agua desionizada.



**Figura 39: Molinillo utilizado para triturar las muestras vegetales. A la izquierda se pueden ver las aspas metálicas en el interior del molinillo; en el centro la tapa con las cuchillas; a la derecha tapa del molinillo.**

El último paso realizado, el de la limpieza del molinillo, era sin duda uno de los más importantes, realizándose la limpieza de forma minuciosa para evitar una posible contaminación de las futuras muestras a triturar.



**Figura 40:** A la izquierda la muestra desecada después de salir de la estufa; en el centro la muestra troceada lista para ser introducida en el molinillo; a la derecha muestra triturada y convertida en polvo.

Una vez la muestra estaba reducida a polvo, ésta se introducía en un recipiente hermético, con su pertinente identificación, para su posterior almacenaje.



**Figura 41:** Botes herméticos con su pertinente numeración donde se almacenaban las muestras una vez trituradas.

## e) Cálculos

Con las diferentes masas obtenidas en la preparación de las muestras se pueden calcular dos datos fundamentales en el estudio de las macrófitas presentes en los humedales: el porcentaje de **humedad** que poseen los tejidos vegetales y los kilogramos de **biomasa seca** por metro cuadrado de humedal artificial ( $\text{Kg ms/m}^2$ ).

### I. Biomasa húmeda ( $\text{kg mh/m}^2$ )

Para determinar la biomasa húmeda de la vegetación recolectada ha sido necesaria la utilización de la siguiente expresión:

$$\text{Kg mh/m}^2 = \frac{(M_{HC})/1000}{S_M}$$

Dónde:

- $M_{HC}$ : es la “masa húmeda en campo de la muestra”. Masa tomada nada más segar la planta en campo (g).
- $S_M$ : es la superficie que ocupaba la planta antes de ser cosechada ( $\text{m}^2$ ).

### II. Humedad (%)

Los cálculos realizados para la obtención del porcentaje de humedad presente en las muestras vegetales, se llevaron a cabo mediante la siguiente expresión:

$$\text{Humedad} = \left[ \frac{(M_{HL} - M_S)}{M_H} \right] \cdot 100$$

Dónde:

- $M_{HL}$ : es la “masa húmeda de la muestra en el laboratorio”. Medición tomada de la muestra antes de proceder al lavado de la misma (g).
- $M_S$ : es la “masa seca de la muestra en el laboratorio”. Medición tomada una vez las muestras salían de la estufa de aire forzado (g).

### III. Biomasa seca (Kg ms / m<sup>2</sup>)

Para poder calcular los kilogramos de biomasa seca por cada metro cuadrado existentes en los humedales artificiales se ha utilizado la siguiente expresión:

$$Kg^{ms}/m^2 = Kg^{mh}/m^2 \cdot \left[ 1 - \left( \frac{humedad}{100} \right) \right]$$

Dónde:

- Kg ms/m<sup>2</sup>: son los kilogramos de masa seca por metro cuadrado (kg ms/m<sup>2</sup>).
- Humedad: es el dato calculado anteriormente, en tanto por cien.
- Kg mh/m<sup>2</sup>: son los kilogramos de masa húmeda por metro cuadrado (kg/m<sup>2</sup>). Calculada anteriormente.

Los resultados se aplicar todos estas expresiones se pueden consultar en el apartado 8. *Anejos*.

## 5.5 Concentración de nitrógeno Kjeldahl

La concentración de nitrógeno Kjeldahl se determinó en cada una de las muestras por duplicado para evitar errores de análisis. La concentración final se tomó de la media aritmética de ambas mediciones. Cabe destacar que algunas muestras se tuvieron que volver a analizar puesto que la diferencia de concentración obtenida entre ambas determinaciones era demasiado elevada, contrastando de esta manera posibles errores de experimentación. También hay que indicar que el análisis de nitrógeno NKT se realizaba simultáneamente a cuatro muestras, dos muestras vegetales y sus respectivos duplicados. Todo el proceso seguido para la determinación del contenido en nitrógeno Kjeldahl de las muestras vegetales, ha sido extraído de los Métodos Oficiales de Análisis, editada por el Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación en el año 1994.

### a) Principio

El principio es atacar el material vegetal con ácido sulfúrico concentrado a ebullición, en presencia de un catalizador, transformándose el nitrógeno en sulfato amónico. Posteriormente, éste es destilado en presencia de un exceso de hidróxido sódico y se valora el amoniaco destilado con ácido sulfúrico 0,02 N.

### b) Materiales

- Matraz de cuello largo.
- Pie metálico de matraz.
- Balanza de precisión.
- Vidrios de reloj.
- Matraz Erlenmeyer
- Bolitas de vidrio.
- Manta calefactora.
- Destilador de agua.
- Bureta.
- Probetas de 25 y 50 ml.
- Pipeta de 10 ml.

### c) Reactivos

- Ácido sulfúrico concentrado ( $H_2SO_4$ ).
- Ácido sulfúrico 0,02 N ( $H_2SO_4$ ).
- Hidróxido de sodio (NaOH) 10 N.
- Catalizador:
  - 80 g de sulfato potásico ( $SO_4K_2$ ).
  - 31 g de sulfato de cobre pentahidratado ( $SO_4Cu \cdot 5H_2O$ ).
  - 2 g de Selenio puro (Se).
- Indicador de viraje:

- 0,33 g de rojo de metilo ( $C_{15}H_{15}N_3O_2$ ).
- 0,165 g de verde de bromocresol.
- 50 ml de alcohol etílico 95°.
- Estandarización del  $H_2SO_4$  (0.02N):
  - 10 ml de  $Na_2CO_3$
  - Indicador de viraje (TAC):
    - 0,02 g de rojo de metilo ( $C_{15}H_{15}N_3O_2$ ).
    - 0,1 g de verde de bromocresol.
    - 100 ml de alcohol etílico 95°.
- Ácido bórico al 2%.
- Agua desionizada.

#### d) Procedimiento

Para la determinación del nitrógeno en los tejidos vegetales se introducían 150-200 mg de la muestra molida en el matraz de cuello largo. A continuación se agregaban 10 ml de ácido sulfúrico concentrado, dejándolo en contacto con la muestra durante 30 minutos.



Figura 42: Matrazes de cuello largo con la muestra en contacto con el ácido sulfúrico concentrado. A los pies de los matrazes se pueden ver cuatro vidrios de reloj con el catalizador.

Transcurrido ese tiempo, se añadía al matraz de cuello largo, 200 mg del catalizador junto con cuatro bolitas de vidrio. Posteriormente, y con ayuda de la manta calefactora, se llevaba a ebullición la mezcla durante una hora y media, logrando de esta forma, que el nitrógeno de las muestras se transforme en sulfato amónico.



**Figura 43: Digestión de las muestras en las mantas calefactoras. Cabe destacar el captador de vapores corrosivos y el bombeo de los mismos hasta el purificador de aire a la derecha de la figura.**



**Figura 44: Matraces enfriándose tras la digestión con el ácido sulfúrico y el catalizador.**

Pasado dicho tiempo se dejaba enfriar el matraz con la digestión, para posteriormente, una vez fría la mezcla, agregarle lentamente 30 ml de agua desionizada.



**Figura 45: Muestras en el destilador.**

El siguiente paso realizado, era la destilación de la muestra digerida en presencia de un exceso de hidróxido sódico, para obtener un destilado con la concentración de amoníaco presente en los tejidos vegetales. Para ello, se utilizó un destilador de laboratorio, refrigerado por agua. Una vez fijado el matraz de cuello largo al destilador, se añadía, poco a poco, 33 ml de NaOH por la parte superior del destilador. Para posteriormente, abrir el sistema de refrigeración del mismo y activar la manta calefactora procediendo a la destilación de la muestra durante 30 minutos. El producto final de la destilación se recogía en un matraz Erlenmeyer con 25 ml de ácido bórico con una concentración del 2%.

Una vez transcurrido el tiempo de destilación y para finalizar la determinación, se añadían tres gotas del indicador de viraje en el matraz Erlenmeyer que contenía el producto final de la destilación, para a continuación proceder a la valoración del efluente con ácido sulfúrico 0,02 N y la ayuda de la bureta. El viraje partía del color verde y cambiaba a rosa-rojo, tal y como se puede apreciar en la figura 47.



Figura 46: Bureta con ácido sulfúrico 0,02 N, preparada para valorar el producto de la destilación con las tres gotas del indicador añadido.



Figura 47: Viraje tras la valoración con ácido sulfúrico 0,02 N. De color verde cambia a rosa-rojo.

## e) Cálculos

Con las concentraciones de nitrógeno Kjeldahl obtenidas en el análisis de la vegetación, se han calculado dos variables, el **NKT (mg N/kg ms)** medido como miligramos de nitrógeno por cada kilogramo de materia seca y el **NKT (mg N/m<sup>2</sup>)** medido como miligramo de nitrógeno por cada metro cuadrado de humedal. Con estos dos valores podremos establecer claras conclusiones sobre cuál es la especie vegetal más adecuada para plantar en un humedal artificial.

### i. NKT (mg N/kg ms)

Los cálculos realizados para determinar los miligramos de nitrógeno Kjeldahl, por cada kilogramo de materia seca muestreada, se realizaron con la siguiente expresión:

$$NKT = \frac{(V_V - V_{BL}) \cdot N_{H_2SO_4} \cdot 14}{m/1000}$$

Dónde:

- NKT: es la concentración de nitrógeno Kjeldahl, en mgN/kgms.
- $V_V$ : es el volumen de  $H_2SO_4$  (0,02 N) gastado en la valoración de la muestra, en ml.
- $V_{BL}$ : es el volumen de  $H_2SO_4$  (0,02 N) gastado en la valoración del blanco, en ml.
- m: es la masa de la muestra, en g.
- $N_{H_2SO_4}$ : se mide en ml, y calcula con la siguiente expresión:

$$N_{H_2SO_4} = \frac{0.02 \cdot 10}{V_e}$$

- Donde  $V_e$ , es el volumen gastado en la estandarización del  $H_2SO_4$  (0,02 N), medido en ml.

Para poder aplicar la expresión anterior, una de las determinaciones descritas anteriormente se realizó sin muestra alguna, resultando el dato conocido como “blanco” ( $V_{BL}$ ). Esta determinación también se realizó por duplicado para evitar errores de análisis. En la tabla 19 se pueden consultar los resultados de este análisis.

Determinación 1:	0,3 ml
Determinación 2:	0,4 ml
<b>Media (<math>V_{BL}</math>):</b>	<b>0,35 ml</b>

**Tabla 19: Volumen gastado en la valoración de muestra “blanco”.**

El dato empleado de  $V_{BL}$  es igual en todos los cálculos, puesto que la determinación del consumo de  $H_2SO_4$  (0,02 N) por parte del “blanco” únicamente se realizó una vez.

Otro procedimiento realizado, y necesario para el cálculo de la concentración de nitrógeno Kjeldahl en los tejidos vegetales, fue la estandarización del ácido sulfúrico (0,02 N) con el que se efectuaron todas las valoraciones.

Para llevarlo a cabo se tomaron 10 ml de  $Na_2CO_3$  en un matraz Erlenmeyer y se añadieron 3 gotas del indicador de viraje (TAC), para posteriormente valorar el ácido sulfúrico (0,02 N) con ayuda de la bureta. El viraje observado iba desde el color azul hasta el rosa pálido, siendo el valor de  $V_e$  el volumen gastado de  $H_2SO_4$ .

La estandarización se tuvo que realizar dos veces puesto que fue necesaria la preparación del reactivo ( $H_2SO_4$  0,02 N) otras tantas veces, haciéndose necesaria la estandarización cada vez que se preparaba el reactivo.

<b>Estandarización 1 ( 30/07/2012)</b>		<b>Estandarización 2 (22/08/2012)</b>	
Determinación 1:	10,15 ml	Determinación 1:	10,10 ml
Determinación 2:	10,05 ml	Determinación 2:	10,00 ml
<b>Media (<math>V_e</math>):</b>	<b>10,10 ml</b>	<b>Media (<math>V_e</math>):</b>	<b>10,05 ml</b>

**Tabla 20: Volumen gastado en la estandarización del ácido sulfúrico (0,02 N).**

Cada estandarización del reactivo usado para valorar el efluente de la destilación, se realizó también por duplicado para evitar posibles errores experimentales. En la tabla 20 se pueden ver los volúmenes consumidos y la fecha en la que se realizaron las determinaciones.

## ii. NKT (g N/m<sup>2</sup>)

Para obtener los miligramos de nitrógeno extraídos por parte de la vegetación por cada metro cuadrado de humedal, se ha empleado la siguiente expresión:

$$NKT = \frac{NKT_1 \cdot \text{Biomasa seca}}{1000}$$

Dónde:

- NKT: concentración de nitrógeno Kjeldahl, en g N/m<sup>2</sup>.
- NKT<sub>1</sub>: concentración de nitrógeno Kjeldahl calculada anteriormente, en mg N/kg ms.
- Biomasa seca: son los kilogramos de biomasa seca por cada metro cuadrado, dato calculado en el apartado anterior. Las unidades son kg ms/m<sup>2</sup>.

Tanto en el apartado 6. *Resultados*, como en el 8. *Anejos*, se pueden consultar los resultados de la concentración de fósforo determinada a la vegetación analizada.

## 5.6 Concentración de fósforo

Al igual que en el análisis de la concentración de nitrógeno en las muestras vegetales, el cálculo de la concentración de fósforo también se realizó por duplicado, por los mismos motivos. La media aritmética, de los dos datos obtenidos, dará la concentración final de fósforo en la vegetación. Cabe destacar que algunas muestras se tuvieron que volver a analizar, puesto que la diferencia de concentración obtenida entre ambas determinaciones era demasiado elevada, siendo ésta una garantía de calidad de los resultados obtenidos. También, hay que indicar que el análisis de fósforo se realizaba simultáneamente a diez muestras a la vez, es decir, cinco muestras vegetales y sus respectivos duplicados.

Todo el proceso seguido para la determinación del contenido en fósforo de las muestras vegetales, ha sido extraído de los Métodos Oficiales de Análisis, editada por el Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación en el año 1994.

### **a) Principio**

El método consiste en una destrucción de la materia orgánica por incineración en horno de mufla. Posteriormente se procede a una medición de la concentración de fósforo mediante un kit de determinación y un fotómetro.

### **b) Material**

- Cápsula de porcelana.
- Balanza de precisión.
- Mufla.
- Probeta de 100 ml.
- Pipetas de 2 y 5 ml.
- Papel filtro ashless Ø 110 mm.
- Matraz Erlenmeyer.
- Embudo de vidrio.
- Varilla de vidrio.
- Placa calefactora con agitador.
- Kit de medición de fósforo MERCK.
- Fotómetro de MERCK.

### **c) Reactivos**

- Ácido clorhídrico concentrado.
- Agua desionizada.
- Reactivos del kit de medición para fósforo de MERCK.

#### d) Procedimiento

Para comenzar la determinación se pesaban con la balanza de precisión 2 g de la muestra molida, y posteriormente se introducía en una cápsula de porcelana, apta para la mufla.



**Figura 48: Muestras molidas y colocadas en cápsulas de porcelana, para ser introducidas en la mufla.**

A continuación, se introducía la cápsula en la mufla y se iba elevando la temperatura poco a poco durante 2 horas hasta alcanzar los 450 °C; manteniendo esa temperatura de forma constante durante 2 horas más. Una vez finalizado el tiempo de incineración, se dejaba enfriar la muestra.

Una vez enfriada la muestra se añadían 3 ml de agua desionizada y 1 ml de ácido clorhídrico concentrado; para posteriormente calentar la cápsula en la placa calefactora con agitador, hasta que ésta emita un poco de vapor, agitando suavemente con la varilla de vidrio y evitando en todo momento que se quedara seca la cápsula.



Figura 49: Muestras ya calcinadas tras haberles añadido el agua desionizada y el ácido clorhídrico.



Figura 50: Muestras calentándose en la placa calefactora con agitador.



**Figura 51: Muestras a punto de ser filtradas. Se observa el material empleado, la probeta con 100 ml de agua desionizada, el filtro de papel en el embudo de vidrio, el matraz Erlenmeyer donde se recoge el líquido filtrado y la cápsula con la muestra calcinada.**

A continuación, el contenido de la cápsula se hacía pasar por un filtro de papel ashless  $\varnothing$  110 mm. El líquido filtrado se recogía en un matraz Erlenmeyer. Para limpiar bien la cápsula con la muestra calcinada, ésta se lavaba con 100 ml de agua desionizada, con la ayuda de una probeta.

Finalmente, para acabar con la determinación de los orto-fosfatos presentes en la muestra vegetal, se utilizaba el método MERCK, un método colorimétrico basado en la formación de ácido molibdofosfórico, por la unión de los iones orto-fosfato con los iones molibdato en solución ácida. Este ácido molibdofosfórico, al añadirle ácido ascórbico, se reduce a azul de fosfomolibdeno que se determina fotométricamente. El fotómetro utilizado en las colorimetrías fue el modelo SQ-118. MERCK.



Figura 52: Fotómetro utilizado para la determinación de los orto-fosfatos contenidos en el material vegetal, se pueden observar los tubos de ensayo con la coloración ligeramente azulada (azul de fosfomolibdeno).

### e) Cálculos

Con las concentraciones de fósforo obtenidas en el análisis de la vegetación, se han calculado dos variables, el **P (mg P/kg ms)** medido como miligramos de fósforo por cada kilogramo de materia seca y el **P (mg P/m<sup>2</sup>)** medido como miligramo de fósforo por cada metro cuadrado de humedal. Con estos dos valores podremos establecer claras conclusiones sobre cuál es la especie vegetal más adecuada para plantar en un humedal artificial.

#### i. P (mg P/kg ms)

Para calcular la concentración de fósforo, por cada kilogramo de materia seca muestreada, se utilizó la siguiente expresión:

$$P = \frac{PO_4^3 \cdot D \cdot 0,1}{m/1000}$$

Dónde:

- P: es la concentración de fósforo, en mg P/kg ms.
- $PO_4^3$ : es la concentración de fósforo medido en el fotómetro, en mg P/l.

- D: es la dilución de la muestra a medir en el fotómetro. El objetivo de la dilución de la muestra es adaptar la concentración de fósforo al rango de medición del fotómetro y evitar así lecturas anómalas del aparato. Únicamente se tuvieron que hacer dos diluciones en todo el periodo de análisis:
  - Dilución 1: 0,5 ml muestra + 4,5 ml agua desionizada = 5 ml →  $D = 5/0,5$
  - Dilución 2: 0,5 ml muestra + 9,5 ml agua desionizada = 10 ml →  $D = 10/0,5$

En el apartado 8. *Anejos* se pueden consultar las diluciones realizadas en cada una de las muestras.

## ii. P (mg P/m<sup>2</sup>)

Para obtener los miligramos de fósforo extraídos por parte de la vegetación por cada metro cuadrado de humedal, se ha empleado la siguiente expresión:

$$P = \frac{P_1 \cdot \text{Biomasa seca}}{1000}$$

Dónde:

- P: es la concentración de fósforo, en mg P/m<sup>2</sup>.
- P<sub>1</sub>: es la concentración de fósforo calculada anteriormente, en mg N/kg ms.
- Biomasa seca: son los kilogramos de biomasa seca por cada metro cuadrado, dato calculado en el apartado anterior. Las unidades son kg ms/m<sup>2</sup>.

Tanto en el apartado 6. *Resultados*, como en el 8. *Anejos*, se pueden consultar los resultados de la concentración de fósforo determinada a la vegetación analizada.

## 5.7 Velocidad de crecimiento

El objetivo del cálculo de la velocidad de crecimiento de la vegetación es el de poder determinar con datos contrastados en qué mes o meses la vegetación presenta los mayores aumentos de biomasa. La velocidad de crecimiento, se ha determinado tanto para los especímenes maduros como para los individuos rebrotados en ambos humedales y para las tres especies recolectadas *Phragmites*, *Typha* e *Iris*. El cálculo de la velocidad de crecimiento se ha calculado con el uso de la siguiente expresión:

$$V_{crec} = \left( \frac{Kg \text{ ms}/m^2}{\text{días crec.}} \right) \times 1000$$

Dónde:

- $V_{crec.}$ : es la velocidad de crecimiento ( $g \text{ ms}/m^2$  y día).
- $Kg \text{ ms}/m^2$ : son los kilogramos de masa seca por metro cuadrado ( $kg \text{ ms}/m^2$ ).
- Días crec.: son los días que la planta ha estado creciendo desde el último corte (días).

Como día inicial de crecimiento en los individuos maduros de *Phragmites* y *Typha* se ha tomado el día 1 de abril de 2012, puesto que es en esa fecha cuando se comenzaron a vislumbrar los primeros brotes verdes en la vegetación de los filtro, tras el letargo invernal. En la especie *Iris* se ha tomado como día inicial de crecimiento, la fecha de plantación de la vegetación en los respectivos filtros, datos extraídos de la tabla 14. Para los especímenes de rebrote, como día inicial de crecimiento, se ha tomado la fecha de corte del espécimen maduro.

Los resultados de la velocidad de crecimiento de las especies cosechadas, tanto en su estado maduro, como en su estado de rebrote, se pueden ver en el apartado 6. *Resultados*.

## 5.8 Cálculos estadísticos

### 5.8.1 Media aritmética

Tal y como se ha comentado anteriormente, todos los análisis para la determinación de nitrógeno y fósforo se realizaron por duplicado para evitar errores de experimentación. Es por ello que se ha procedido al cálculo de la media aritmética de todos los pares de análisis realizados a cada muestra.

La media aritmética de un conjunto finito de números es el valor característico de una serie de datos cuantitativos, representado con el símbolo  $\bar{x}$ , y que se obtiene a partir de la suma de todos sus valores dividida entre el número de sumandos según la siguiente expresión:

$$\bar{x} = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^n a_i = \frac{a_1 + a_2 + \dots + a_n}{n}$$

Los resultados de estos cálculos se pueden ver en la tabla 48 del apartado 8. *Anejos*. Sin embargo en el apartado 6. *Resultados* aparecen unas tablas resumen con los valores medios de nitrógeno y fósforo de cada una de las muestras analizadas.

### 5.8.2 Desviación estándar

La desviación estándar o desviación típica, es una medida que indica la centralización o la dispersión de los datos, siendo de gran utilidad en la estadística descriptiva. Se define como la raíz cuadrada de la varianza, y se representada con el símbolo  $s$ . La ecuación que calcula esta variable es:

$$s^2 = \frac{1}{n-1} \sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2$$

La desviación estándar nos indica cuánto tienden a alejarse los valores concretos del promedio en una distribución. De hecho, tal y como se puede ver en la ecuación, la desviación estándar es "el promedio del cuadrado de la distancia de cada punto respecto del promedio". Los resultados de aplicar esta expresión a los productos obtenidos en las determinaciones analíticas duplicadas de nitrógeno y fósforo, se puede consultar en la tabla 48 del apartado 8 *Anejos*. En el apartado 6. *Resultados* también se pueden consultar unas tablas resumen con los valores medios de nitrógeno y fósforo de cada una de las muestras analizadas.

## 5.9 Criterios de selección de la vegetación

En este apartado se van detallar los criterios seleccionados para poder determinar qué especie/es son las más adecuadas para implantar en un humedal artificial de características similares al *Tancat de la Pipa* y al Filtro Verde V-30. El objetivo principal de los humedales artificiales es la reducción de nutrientes en el agua, por ello los criterios de selección de las plantas estarán íntimamente, aunque no exclusivamente, relacionados con la cantidad de nutrientes que éstas pueden eliminar del medio. Es por ello que los criterios de selección están basados en los cinco parámetros analizados en la vegetación cosechada en ambos humedales artificiales, si bien hay que indicar que no son los únicos. A continuación se numeran los criterios analizados.

### a) Humedad

Este parámetro indica una referencia de la cantidad de agua que posee el material vegetal, expresándose en forma de porcentaje. La humedad es la antítesis de la biomasa seca, a más humedad menos biomasa seca y viceversa. La cantidad total de agua que adsorbe la planta no es relevante, puesto que se presupone la existencia ilimitada de agua para alimentar el humedal, no siendo éste un factor limitante; aunque a mayor humedad en los tejidos vegetales, más agua sustrae la planta del sistema, aumentando de esta forma la salinidad del medio. También hay que indicar que a más bajo porcentaje de humedad en los tejidos, menor masa y por tanto, menores serán también los costes de gestión del material vegetal cosechado.

Es por todo ello, que interesa que la vegetación posea el menor porcentaje de humedad posible.

### **b) Biomasa seca**

Este parámetro proporciona una referencia sobre la masa que posee la planta, una vez descontada el agua intracelular. A medida que la planta crece y madura, ésta va lignificando sus tejidos, perdiendo paulatinamente humedad y en consecuencia aumentando su masa seca. A menor biomasa seca en una determinada especie, también serán menores los coste de gestión del material vegetal cosechado. Es por ello que interesa que la vegetación posea un índice que biomasa seca lo más bajo posible, aunque eso sí, cuidando que el ciclo vegetativo de la planta se desarrolle completamente.

### **c) Nitrógeno Kjeldahl**

Tal y como se ha comentado con anterioridad, el principal objetivo de los humedales artificiales, objeto del presente TFM, es la reducción de nutrientes en el agua, es por ello que a mayor concentración de nitrógeno en los tejidos vegetales es de esperar una mayor eliminación del nutriente del sistema. Hay que indicar, que para eliminar de forma efectiva el nutriente del sistema, es necesario el cosechado y recolección de la vegetación desarrollada en el humedal. Es por todo ello que se escogerán las especies vegetales que posean una mayor concentración de nitrógeno Kjeldahl en sus tejidos.

### **d) Fósforo**

Al igual que ocurre con el Nitrógeno Kjeldahl, interesa que las plantas ubicadas en los humedales artificiales absorban la mayor cantidad posible de fósforo del medio. El fósforo tiene la peculiaridad que es, generalmente, el macronutriente limitante en los sistemas eutrofizados, siendo por tanto lógico que la concentración de fósforo en los tejidos de las plantas analizadas prime sobre cualquier otro criterio de selección. En este caso, al igual que ocurre con el nitrógeno, el nutriente únicamente se elimina del sistema si se cosecha y recoge

todo el material vegetal desarrollado en el humedal. Es por todo ello que se seleccionarán las especies vegetales que posean una mayor concentración de fósforo en sus tejidos.

### **e) Sombreo**

Uno de los objetivos del humedal artificial del *Tancat de la Pipa* es la eliminación del fitoplancton que prolifera en el lago de *l'Albufera* como consecuencia del elevado grado de eutrofización de las aguas. La eliminación de las microalgas se logra al hacer discurrir el agua del lago a través de los tallos y rizomas de la vegetación plantada en los filtros, reduciendo la velocidad y permitiendo la sedimentación del fitoplancton. Aunque la vegetación dispuesta en los filtros también tiene otro objetivo, el sombreado de la lámina de agua, evitando así la proliferación del fitoplancton. Es por ello que se seleccionarán las especies vegetales que desarrollen un elevado material vegetal aéreo, para que proyecten sombreado a la superficie del agua.

### **f) Propagación**

Las especies vegetales a seleccionar deben poseer un rápido crecimiento y desarrollo, así como la facilidad para replicarse y extenderse por toda la superficie del humedal.

### **g) Rebrote**

Uno de los objetivos del presente Trabajo Final de Master (TFM) es la determinación de un calendario de cosechado de la vegetación en los humedales artificiales, en función de los parámetros descritos anteriormente. Es por ello que interesan especies vegetales que rebroten con facilidad, adaptándose a uno, dos o más cortes por ciclo vegetativo.



## **6. RESULTADOS**

---



## 6 RESULTADOS

### 6.1 Filtro Verde V-30

En este apartado se presentan los resultados obtenidos tras el estudio de la vegetación cosechada en el Filtro Verde V-30. El apartado se ha dividido según las cinco variables estudiadas en la vegetación recolectada, **humedad (%)**, **biomasa seca (kg ms/m<sup>2</sup>)**, **concentración NKT (mg N/kg ms, g N/m<sup>2</sup>)**, **concentración P (mg P/kg ms, g P/m<sup>2</sup>)** y la relación **NKT/P (adimensional)**.

En cada epígrafe se muestra, una tabla con los resultados obtenidos, tras los pertinentes cálculos, para cada de las variables analizadas en la vegetación, así como una serie de gráficos con las evoluciones temporales de los diferentes estados vegetativos. Al final del de cada apartado se exponen una serie de comentarios sobre los resultados obtenidos.

#### 6.1.1 Humedad

Los resultados obtenidos de la humedad contenida en el material vegetal tras el análisis de las especies *Typha latifolia* y *Phragmites australis*, se pueden consultar en la tabla 21.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Humedad (%)
nov-11	Celda 7	Carrizo	64,63
	Celda 8	Enea	67,38
jun-12	Celda 4	Carrizo	64,50
	Celda 9	Carrizo	64,75
jul-12	Celda 4	Carrizo rebrote	20,98
	Celda 8	Enea	48,86
	Celda 9	Carrizo	16,41
ago-12	Celda 4	Carrizo rebrote	33,50
	Celda 8	Enea	66,46
	Celda 8	Enea rebrote	78,03
	Celda 9	Carrizo	44,90

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Humedad (%)
sep-12	Celda 4	Carrizo	54,33
	Celda 8	Enea	74,80
	Celda 8	Enea rebrote	81,12
	Celda 9	Carrizo	60,07
nov-12	Celda 4	Carrizo	44,46
	Celda 8	Enea rebrote	79,40
	Celda 9	Carrizo	53,53
ene-13	Celda 9	Carrizo	39,32

Tabla 21: Contenido de humedad en la vegetación muestreada.

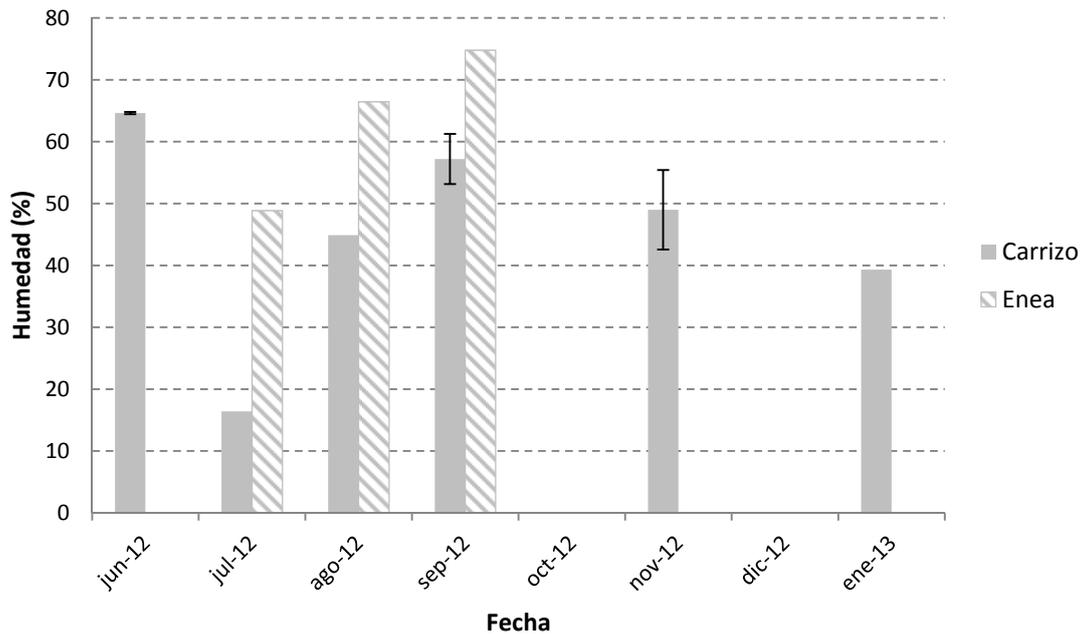
### a) Carrizo y enea

En la figura 53 se muestra una gráfica que representa el contenido de humedad de las plantas muestreadas en función del tiempo. La especie **enea** grafiada, se corresponde con la plantada en la celda 8 del humedal. En lo que respecta al *Phragmites australis*, hay que indicar que se cosecharon, en la misma salida de campo, plantas con el mismo grado vegetativo de desarrollo, pero de celdas diferentes (celdas 4 y 9). Como las diferencias del grado de humedad no son muy elevadas, se ha decidido representar el valor de la media aritmética en los meses con duplicidad de valores; es decir, de los meses de junio, septiembre y noviembre. Los resultados de la media aritmética de la especie **carrizo**, así como de la desviación estándar, se pueden ver en la tabla 22.

Fecha	Punto muestreo	Humedad (%)	$\bar{x}$ (%)	S
jun-12	4	64,50	64,63	0,17
jun-12	9	64,75		
sep-12	4	54,33	57,20	4,05
sep-12	9	60,07		
nov-12	4	44,46	48,99	6,42
nov-12	9	53,53		

Tabla 22: Media y desviación de la humedad presente en el carrizo de las celdas 4 y 9.

**Figura 53: Contenido de humedad en el carrizo y la enea muestreada.**



De la figura 53 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La humedad en el **carrizo** después de haber realizado las pertinentes mediciones, se sitúa, entre el 15 y el 65 % (aproximadamente). El valor mínimo se registra en el mes de julio con una humedad del 16,41%; mientras que el valor máximo se encuentre en el mes de junio con un valor de 64,63%.
- La humedad presente en el **carrizo** comienza el mes de junio con un elevado porcentaje de humedad, para a continuación, en el mes siguiente, descender bruscamente, e ir aumentando a medida que discurren los meses de agosto y septiembre; para finalmente, acabar descendiendo durante el otoño-invierno. El brusco descenso en el porcentaje de humedad producido en el mes de julio, puede estar motivado porque la planta durante esa época comienza la propagación por rizomas y estolones rastreros para así colonizar todo el filtro, siendo por tanto posible que la planta aporte todos sus recursos en la formación de estos nuevos tejidos. Otra explicación a este hecho sea el aumento tan considerable de la altura de la planta durante los meses de junio y julio de 2012, pudiendo suceder que la planta comience la

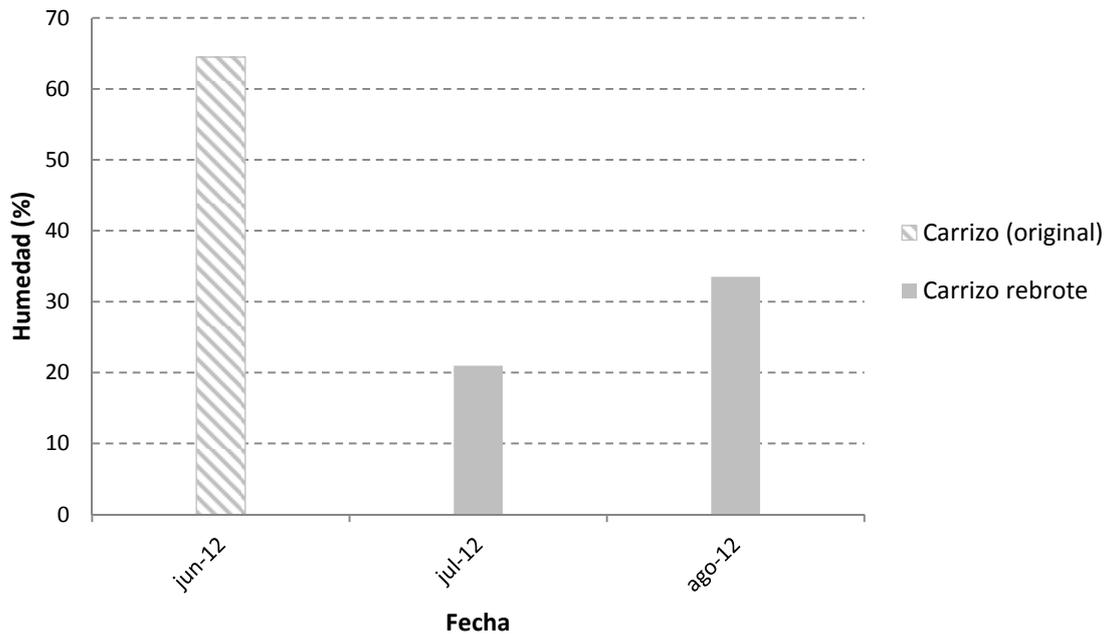
lignificación de sus tejidos aéreos durante ese mes, descendiendo por tanto la humedad en los tejidos. El aumento de humedad en los meses posteriores (agosto, septiembre 2012) se podría explicar por el comienzo de la época de floración en la planta. Un dato que puede confirmar esta posible hipótesis son los valores de altura máxima, medidos en campo a la vegetación cosechada (valores presentados en el apartado 8. *Anejos*); en el mes de junio el **carrizo** cosechado poseía una altura máxima de 1,45 m (dato junio-2012 celda 9), mientras que un mes después la vegetación cosechada en la celda 9 poseía una altura máxima de 2 metros (dato julio-2012 celda 9).

- La humedad en la **enea** se sitúa entre el 48% y el 75% (aproximadamente). El valor mínimo se encuentra en el mes de julio (48,85%), mientras que la máxima cantidad se encuentra en el mes de septiembre (74,80). Según la distribución mostrada a lo largo de los meses, la humedad se comporta de forma lógica, con más humedad en los primeros meses de desarrollo, mostrando el máximo valor durante el periodo de floración de la planta.
- Las dos especies, aumentan el contenido de humedad a medida que avanza su ciclo vegetativo. Descendiendo progresivamente, en el *Phragmites australis*, durante los meses de otoño-invierno cuando la planta comienza su senescencia. A falta de más datos en los meses de otoño, es de esperar un comportamiento similar en la **enea**.
- La **enea** posee más humedad que el **carrizo**, en todos los meses analizados donde es posible la comparación.

## b) Carrizo de rebrote

En la figura 54 se puede ver una gráfica que representa el porcentaje de humedad en la vegetación en función del tiempo. En esta ocasión, los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del individuo maduro de la especie *Phragmites australis* situado en la celda 4.

Figura 54: Contenido de humedad en el carrizo de rebrote celda 4.



De la figura 54 se pueden sacar varias conclusiones:

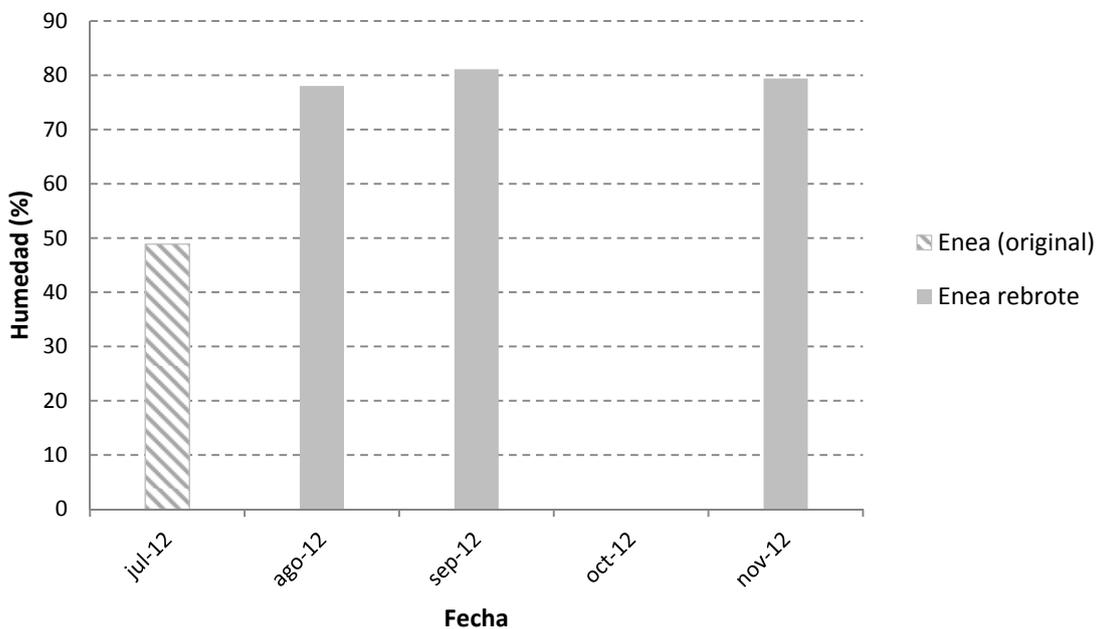
- Los valores de humedad en el **carrizo de rebrote** varían entre el 21,0 % en el individuo segado en julio-2012 y el 33,5 % en la planta cortada en el mes de agosto-2012.
- Los individuos de *Phragmites*, en su estado de rebrote, poseen una humedad menor que el especímenes en su estado maduro, según se desprende de la figura 59. Estos datos no se corresponden con el comportamiento más habitual en la naturaleza puesto que los especímenes recién **rebrotados** suelen poseer más humedad que los individuos más maduros (en teoría más lignificados).
- El **rebrote** surgido tras el segundo corte (dato agosto-2012) posee una humedad mayor que el brotado tras el primer corte (dato julio-2012). Puesto que el contenido de humedad en la vegetación suele estar relacionado con su estado óptimo de desarrollo, esto último puede indicar que durante el mes de julio el desarrollo de la planta no fue el adecuado, siendo posible que sea debido a problemas radiculares (corte demasiado temprano en una planta con sistema radicular muy inmaduro). Esta hipótesis se ve reforzada con los datos obtenidos en campo de la altura media de la vegetación

cosechada (datos disponibles en el apartado 8. *Anejos*). Según estas mediciones en el mes de julio, y tras el primer rebrote, la planta fue capaz de crecer 0,5 m de altura media, mientras que un mes después esa misma planta tras ser cortada de nuevo, fue capaz de crecer un total de 1,2 m de altura media. Esto puede indicar que un mes más tarde la planta posee unas raíces más maduras, lo que conlleva un mayor crecimiento de la misma.

### c) Enea de rebrote

Seguidamente se muestra en la figura 55 una gráfica que representa el porcentaje de humedad en los tejidos vegetales en función del tiempo. Los datos representados se corresponden con los rebrotes surgidos tras el corte del individuo maduro de la especie *Typha latifolia* situada en la celda 8.

Figura 55: Contenido humedad en la enea de rebrote celda 8.



De la figura 55 se pueden sacar las siguientes conclusiones:

- Los valores de humedad en el **enea de rebrote** varían entre el 78,0 % en el individuo segado en agosto-2012 y el 81,1 % en la planta cortada en el mes de septiembre-2012.
- Los individuos de **enea** en su estado **de rebrote** poseen una humedad mayor que los especímenes en su estado maduro. Esto parece seguir el comportamiento más frecuente en la naturaleza al estar los rebrotes menos lignificados que los individuos maduros.
- El **rebrote** surgido tras el primer corte de la planta (dato agosto-2012) posee una humedad menor que el rebrote surgido tras el segundo rebrote (dato septiembre-2012). El último **rebrote** posee una humedad muy similar al valor de septiembre. No obstante las diferencias entre estos tres datos son muy pequeñas, no pudiendo sacar conclusiones concluyentes al respecto.

#### d) Conclusiones

Desde el punto de vista de la humedad, y a la vista de los resultados obtenidos y conclusiones extraídas de las figuras, se puede aseverar que la especie más recomendable para plantar en un humedal artificial con características similares al Filtro Verde V-30, es el ***Phragmites australis***, puesto que posee menos humedad que la ***Typha latifolia***, tanto en su estado maduro como en su estado de rebrote. Menos humedad en la vegetación significa menos masa a gestionar tras el cosechado de las plantas, y por tanto un menor coste.

#### 6.1.2 Biomasa seca

Los resultados obtenidos de la biomasa seca tras el estudio de las especies vegetales ***Typha latifolia*** y ***Phragmites australis***, se pueden consultar en la tabla 23.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Biomasa (kg ms/m <sup>2</sup> )
nov-11	Celda 7	Carrizo	0,25
	Celda 8	Enea	0,43
jun-12	Celda 4	Carrizo	1,31
	Celda 9	Carrizo	2,69

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Biomasa (kg ms/m <sup>2</sup> )
jul-12	Celda 4	Carrizo rebrote	3,35
	Celda 8	Enea	0,44
	Celda 9	Carrizo	1,57
ago-12	Celda 4	Carrizo rebrote	5,91
	Celda 8	Enea	0,30
	Celda 8	Enea rebrote	0,08
	Celda 9	Carrizo	1,21
sep-12	Celda 4	Carrizo	2,13
	Celda 8	Enea	0,27
	Celda 8	Enea rebrote	0,02
	Celda 9	Carrizo	0,68
nov-12	Celda 4	Carrizo	-
	Celda 8	Enea rebrote	0,02
	Celda 9	Carrizo	0,91
ene-13	Celda 9	Carrizo	0,85

**Tabla 23: Biomasa seca por metro cuadrado de humedal de la vegetación muestreada.**

### a) Carrizo y enea

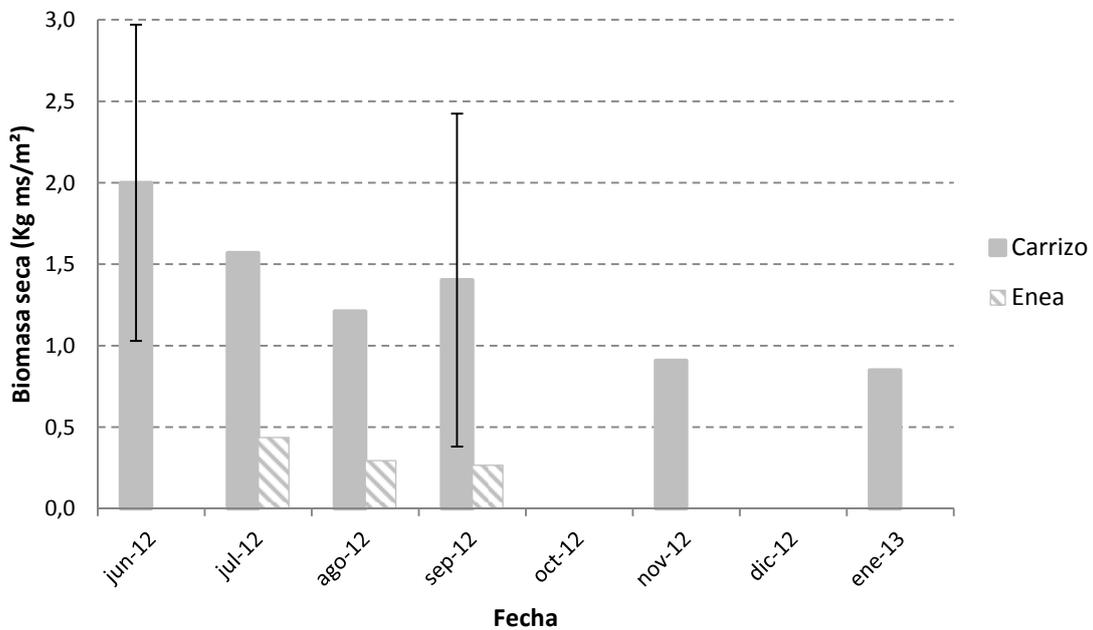
En la figura 56 se muestra una gráfica que representa el contenido de biomasa seca de las plantas muestreadas en función del tiempo. La especie enea grafiada, se corresponde con la plantada en la celda 8 del humedal. En lo que respecta al *Phragmites australis*, hay que indicar que se cosecharon, en la misma salida de campo, plantas con el mismo grado vegetativo de desarrollo, pero de celdas diferentes (celdas 4 y 9). Como las diferencias de biomasa seca no son muy elevadas, se ha decidido representar el valor de la media aritmética en los meses con duplicidad de valores; es decir, de los meses de junio y septiembre. Los resultados de la media aritmética de la especie **carrizo**, así como de la desviación estándar, se pueden ver en la tabla 24.

Se ha eliminado el dato de biomasa seca determinado en el **carrizo** de noviembre-2012 de la celda 4, medido en g N/m<sup>2</sup>, al no existir valores suficientes para su cálculo.

Fecha	Punto muestreo	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	$\bar{x}$ (kg ms/m <sup>2</sup> )	S
jun-12	4	1,31	2,00	0,97
jun-12	9	2,69		
sep-12	4	2,13	1,40	1,02
sep-12	9	0,68		

Tabla 24: Media y desviación de la biomasa seca del carrizo de las celdas 4 y 9.

Figura 56: Biomasa seca por metro cuadrado de humedal en el carrizo y la enea.



De la figura anterior se pueden sacar varias conclusiones:

- La biomasa seca obtenida tras el muestreo de las plantas de **carrizo**, varía entre los 0,85 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de enero-2013 y los 2 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de junio-2012. La distribución de los datos a lo largo de los meses varían de más a menos biomasa. Según bibliografía consultada, la producción de biomasa seca de **Phragmites** varía entre 3 kg

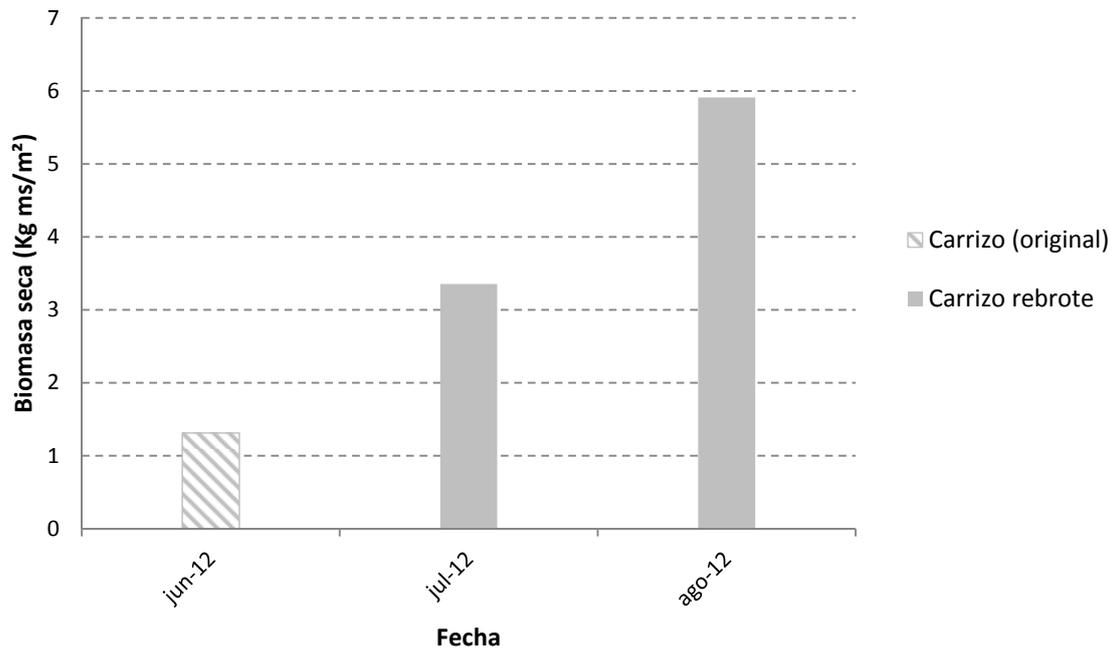
ms /m<sup>2</sup> (Hofmann, 1986), 2 kg ms/m<sup>2</sup> (Ennabili *et al.*, 1998) y 0,3 - 1,2 kg ms/m<sup>2</sup> (Solano, 2003). Los datos obtenidos en el Filtro Verde se encuentran, por tanto, dentro de los rangos publicados en la bibliografía.

- Para la especie **enea**, la biomasa seca varía entre los 0,26 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012 y 0,43 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012. Según bibliografía consultada, la biomasa seca de la **enea** varía entre 0,9 y 2,2 kg ms/m<sup>2</sup> (Solano, 2003). Se observa que la biomasa obtenida en el Filtro Verde para la especie **enea** es más baja que la proporcionada por la bibliografía. Esto puede estar ocasionado por el elevado marco de plantación de la **Typha** en el humedal artificial y por el estado general de inmadurez de la plantas. Hay que destacar que el dato de noviembre y enero se corresponden con una época en la que el Filtro Verde no estaba siendo alimentado con agua de la depuradora de Pinedo, al haberse clausurado la instalación unos meses antes. Obteniendo las plantas el agua necesaria para su crecimiento de las precipitaciones atmosféricas.
- Las dos especies van perdiendo masa seca a medida que avanza su ciclo vegetativo. Descendiendo progresivamente durante los meses de otoño-invierno (**carrizo**) cuando la planta se seca.
- La **enea** posee menos biomasa seca que el **carrizo**. Esto puede ser debido al elevado marco de plantación desarrollado en el humedal, lo que provoca una penalización a la **Typha** cuando se la analiza por metro cuadrado, más aún cuando las plantas, como es el caso de las plantadas en el Filtro Verde V-30, no se han desarrollado completamente cubriendo un porcentaje del filtro bastante bajo. Todo lo contrario ocurre en el caso del carrizo, el cual llegó a cubrir un elevado porcentaje de los filtros al final de su periodo vegetativo.

## b) Carrizo de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 57 una gráfica que representa la biomasa seca en función del tiempo. Los datos grafiados se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes **rebrotos** aparecidos tras el corte del individuo maduro de la especie **Phragmites australis** situado en la celda 4.

Figura 57: Biomasa seca en el carrizo de rebrote celda 4.



De la figura anterior se pueden extraer las siguientes conclusiones:

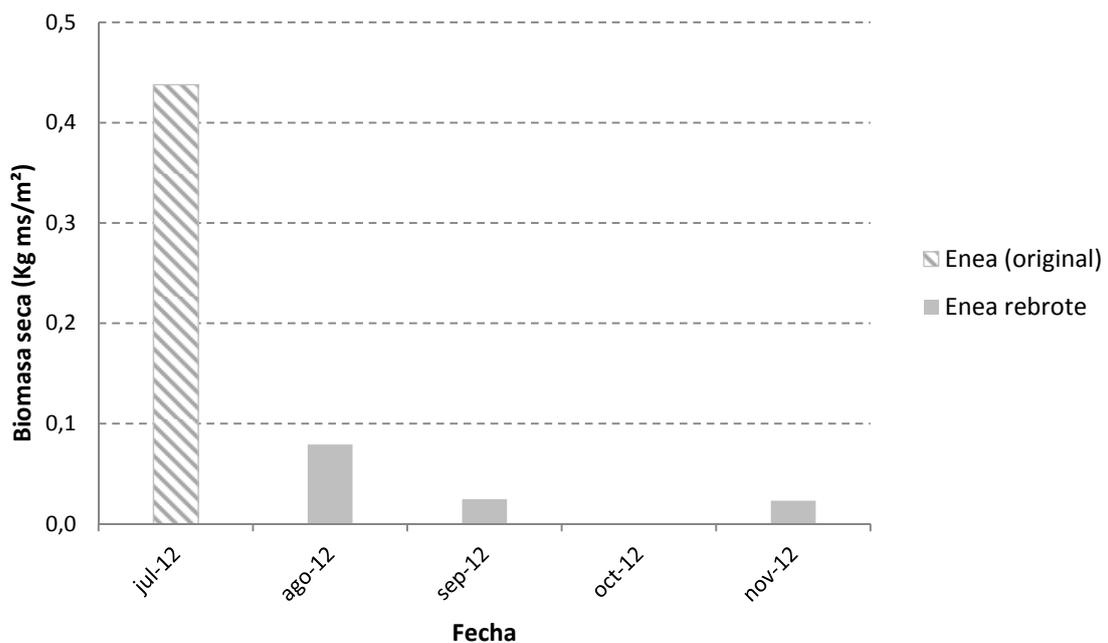
- El **carrizo rebrotado** en la celda 4 crece con mucho vigor. Se podría afirmar, a falta de un dato en el mes de septiembre que contraste esta hipótesis, que a más cortes realizados más biomasa seca genera el rebrote germinado. La biomasa obtenida llega incluso a duplicar el valor de la planta antecesora (datos julio-2012 y agosto-2012). Esto puede tener una implicación directa en la concentración de nutrientes que puede eliminar el **carrizo de rebrote** del sistema, ya que cabe esperar que a más biomasa seca generada, más nutrientes es capaz de extraer del medio la planta.
- Lo expuesto anteriormente puede tener dos posibles lecturas; la primera, que es conveniente realizar más de un cosechado en el humedal puesto que el **carrizo rebrota** con mucha facilidad, lo cual debería permitir eliminar una mayor cantidad de nutrientes del medio. No obstante, hay que tener en cuenta, que un cosechado tan frecuente de la vegetación tiene la contrapartida de aumentar los costes de manejo y gestión de los residuos vegetales generados, debiéndose encontrar un equilibrio entre eliminación de nutrientes del medio, y los costes ocasionados por el cosechado de la vegetación.

- Según el apartado anterior, el **carrizo de rebrote** es la especie que menos humedad presenta, siendo por tanto la mayoría de su masa, biomasa seca. Esto es un indicio de la importancia que pueden tener los rebrotes de *Phragmites australis* en la eliminación de nutrientes.

### c) Enea de rebrote

Seguidamente, en la figura 58 se muestra una gráfica, en función del tiempo, que representa la biomasa seca obtenida en los rebrotes tras el corte sucesivo del individuo predecesor de la especie *Typha latifolia* situada en la celda 8.

Figura 58: Biomasa seca de la enea de rebrote celda 8.



De la figura anterior se pueden sacar varias conclusiones:

- Los rebrotes generan poca biomasa seca por metro cuadrado de humedal, por lo tanto es de esperar que no eliminen gran cantidad de nutrientes del medio.

- El dato de biomasa seca generada en los **rebrotos de enea** son muy bajos, en comparación con los datos del **carrizo de rebrote** vistos en la figura 57. La explicación a este hecho está en que el marco de plantación de la **enea** es muy elevado, penalizando mucho a esta especie por su estrategia de propagación basada en la multiplicación de la especie vía rizoma tras varios ciclos vegetativos seguidos (2-3 años).
- También hay que destacar que el dato de noviembre-2012 se corresponde con una época en la que el humedal no estaba siendo alimentado con agua de la depuradora de Pinedo, al haberse clausurado la instalación unos meses antes. Obteniendo, por tanto, la planta el agua necesaria para su crecimiento de las precipitaciones atmosféricas.
- Según esta figura, y teniendo en cuenta que en el apartado anterior la **enea de rebrote** era la especie que más humedad contenía en sus tejidos, se puede sacar la conclusión que la **Typha** en sus primeros estadios vegetativos, lignifica poco sus tejidos, siendo por tanto, la gran mayoría de la planta agua, resultando por tanto racional que se obtenga un valor tan bajo de biomasa seca. Este hecho también indica que **la enea de rebrote** no eliminará una gran cantidad de nutrientes del medio, al ser agua el contenido principal de la planta.
- Aunque la supervivencia de la **Typha** nunca se ha visto comprometida en campo, sí es cierto que los datos indican que a la planta le resulta complejo el rebrote, cuando se la somete al cosechado a mitad ciclo vegetativo, pudiendo llegar a tener pérdidas de ejemplares.

#### d) Conclusiones

A la vista de los resultados obtenidos, y desde el punto de vista de la biomasa seca, se puede concluir que la especie más recomendable para su plantación en un humedal artificial de características similares al Filtro Verde V-30 es el **Phragmites australis**, aún siendo la especie que más biomasa genera, también es la que ha demostrado tener un crecimiento más elevado, no viéndose amenazada la supervivencia de la especie.

### 6.1.3 Concentración de nitrógeno Kjeldahl

Los resultados obtenidos de la concentración de nitrógeno Kjeldahl, expresados en **mg N/kg ms** y **g N/m<sup>2</sup>**, tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia* y *Phragmites australis* se pueden consultar en la tabla 25.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT (mg N/kg ms)	NKT (g N/m <sup>2</sup> )
nov-11	Celda 7	Carrizo	17.229,98	4,31
	Celda 8	Enea	5.966,74	2,57
jun-12	Celda 4	Carrizo	17.856,73	23,39
	Celda 9	Carrizo	18.264,41	49,13
jul-12	Celda 4	Carrizo rebrote	20.547,47	68,83
	Celda 8	Enea	7.664,53	3,37
	Celda 9	Carrizo	7.827,61	12,29
ago-12	Celda 4	Carrizo rebrote	9.833,19	58,11
	Celda 8	Enea	7.702,66	2,31
	Celda 8	Enea rebrote	13.028,97	1,04
	Celda 9	Carrizo	9.669,30	11,70
sep-12	Celda 4	Carrizo	12.865,09	27,40
	Celda 8	Enea	8.030,44	2,17
	Celda 8	Enea rebrote	17.116,07	0,34
	Celda 9	Carrizo	13.766,46	9,36
nov-12	Celda 4	Carrizo	7.702,66	-
	Celda 8	Enea rebrote	15.323,38	0,31
	Celda 9	Carrizo	10.652,62	9,69
ene-13	Celda 9	Carrizo	4.503,84	3,83

**Tabla 25: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior se pueden extraer los siguientes comentarios:

- En la especie **carrizo** la concentración de NKT analizada varía entre los 4.500 mg N/kg ms, en el mes de enero-2013 y los 18.000 mg N/kg ms, del mes de junio-2012. Según la bibliografía consultada, la concentración de nitrógeno en el *Phragmites* varía según diferentes autores entre 32.000 mg N/kg ms (Tanner, 1995), 7.500 mg N/ kg ms (Adcock ang Ganf, 1994) y 15.000-26.000 mg N/kg ms (Burgoon *et al.*, 1991).

- En la especie **enea** la concentración de NKT determinada varía entre 7.600 mg N/kg ms, del mes de julio-2012 y 8.000 mg N/kg ms, de septiembre-2012. Según bibliografía examinada, la concentración de nitrógeno en la **Typha** varía entre 9.400-14.700 mg N/kg ms. (Tang, 2008), 12.700-24.100 mg N/kg ms (Madisson, 2009) y entre 8.000-28.000 mg N/kg ms (Mustafa, 2011).
- En general y para ambas especies, los resultados obtenidos tras el análisis de la concentración de nitrógeno en la vegetación son menores que los obtenidos en la revisión bibliográfica. Esto puede estar debido a varios motivos, entre ellos destaca la baja carga de nutrientes presente en el agua influente al sistema, en comparación con las aguas brutas utilizadas en muchos de los humedales de la bibliografía. También hay que tener en cuenta el joven desarrollo de las plantas, siendo de esperar que a medida que éstas aumenten su porte y colonización de los filtros, también aumenten su capacidad de extracción de nitrógeno del sistema.
- Con respecto a los resultados expuestos de la concentración de nitrógeno en mg N/kg ms, hay que indicar que las diferencias observadas, entre las plantas de **carrizo** muestreadas de diferente celdas (celda 4 y 9), no son muy elevadas, un 10% aproximadamente. Este es un dato muy relevante, puesto que las dos celdas estaban siendo operadas de modo diferente: la celda 4 con flujo subsuperficial horizontal y la celda 9 con un flujo subsuperficial vertical. Además de poseer diferentes sustratos sobre el que se desarrolla la vegetación: la celda 4 con relleno de gravas de 20 a 30 mm de diámetro, y la celda 9 con sustrato a base de arena con un 3% de óxidos de hierro. Por tanto, se puede indicar que el modo de funcionamiento del humedal (subsoperficial horizontal o vertical), así como el sustrato (gravas 20-30mm o arena+3% óxidos de hierro), no afecta de forma significativa a la absorción de nitrógeno Kjeldahl por parte del **Phragmites**.
- En referencia al comentario anterior, hay que revelar, que en el mes de noviembre sí se observa una diferencia sustancial en las concentraciones de NKT de ambas celdas. Esto puede ser debido a que durante ese periodo el Filtro Verde V-30 estaba clausurado, afectando este hecho a unas plantas más que a otras.

- Si se compara la concentración de nitrógeno Kjeldahl en mg N/kg ms en las dos especies adultas muestreadas, **enea** y **carrizo**, se observa que es el ***Phragmites australis*** el que mas compuestos nitrogenados almacena en sus tejidos. En el primer mes donde se pueden comparar datos, julio-2012, la diferencia entre ambas concentraciones es muy pequeña a favor del carrizo (7.827,61 mg N/kg ms, frente a 7.664,53 mg N/kg ms). En el siguiente mes, agosto-2012, la diferencia de concentraciones entre ambas especies aumenta, siempre a favor del **carrizo** (9.669,30 mg N/kg ms, frente a 7.702,66 mg N/kg ms); observándose, sí se comparan las concentraciones con el mes anterior, un aumento en ambas especies, más acusado en el **carrizo**. En el mes de septiembre, la diferencia de concentraciones sigue aumentando, a favor del **carrizo** (13.315,77 mg N/kg ms de media, frente a 8.030,44 mg N/kg ms). Estos datos indican que las diferencias de concentraciones no son tan acusados, como cuando se calcula la concentración en g N/m<sup>2</sup>.
- Si se comparan los estados de **rebrote** de agosto-2012, se observa como la **enea** posee más concentración de nitrógeno Kjeldahl en sus tejidos. No obstante, al calcular la concentración en g N/m<sup>2</sup>, es el **carrizo de rebrote** el que más nitrógeno acumula. Esto es debido a que la **enea** posee un marco de plantación muy elevado, penalizando mucho a la especie si se la analiza por metro cuadrado de humedal.

### a) Carrizo y enea

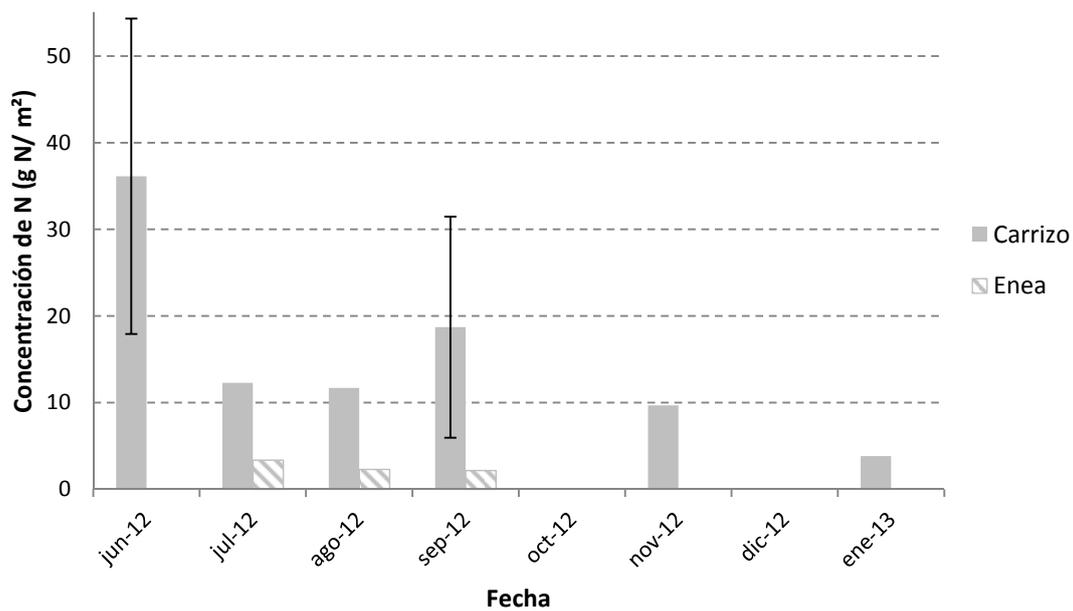
A continuación, en la figura 59 se muestra una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl en g N/m<sup>2</sup>, presente en los tejidos vegetales en función del tiempo. La especie **enea** grafiada, se corresponde con la plantada en la celda 8 del humedal. En lo que respecta al ***Phragmites australis***, hay que indicar que se cosecharon, en la misma salida de campo, plantas con el mismo grado vegetativo de desarrollo, pero de celdas diferentes (celdas 4 y 9). Como las diferencias en la concentración de NKT no son muy elevadas, se ha decidido representar el valor de la media aritmética en los meses con duplicidad de valores; es decir, de los meses de junio y septiembre. Los resultados de la media aritmética de la especie **carrizo**, así como de la desviación estándar, se pueden ver en la tabla 26.

Fecha	Punto muestreo	NKT (g N /m <sup>2</sup> )	$\bar{x}$ (g N /m <sup>2</sup> )	S
jun-12	4	1,31	2,00	0,97
jun-12	9	2,69		
sep-12	4	2,13	1,40	1,02
sep-12	9	0,68		

Tabla 26: Media y desviación de concentración NKT presente en el carrizo de las celdas 4 y 9.

Se ha eliminado el dato de concentración de nitrógeno determinado en el **carrizo** de noviembre-2012 de la celda 4, medido en g N/m<sup>2</sup>, al no existir valores suficientes para su cálculo.

Figura 59: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en el carrizo y la enea.



De la figura 59 se pueden realizar las siguientes observaciones:

- Los valores de concentración de nitrógeno en los tejidos de la especie **carrizo** varían entre 36,2 g N/m<sup>2</sup> del mes de junio-2012 y los 3,83 g N/m<sup>2</sup> del mes de enero-2013.

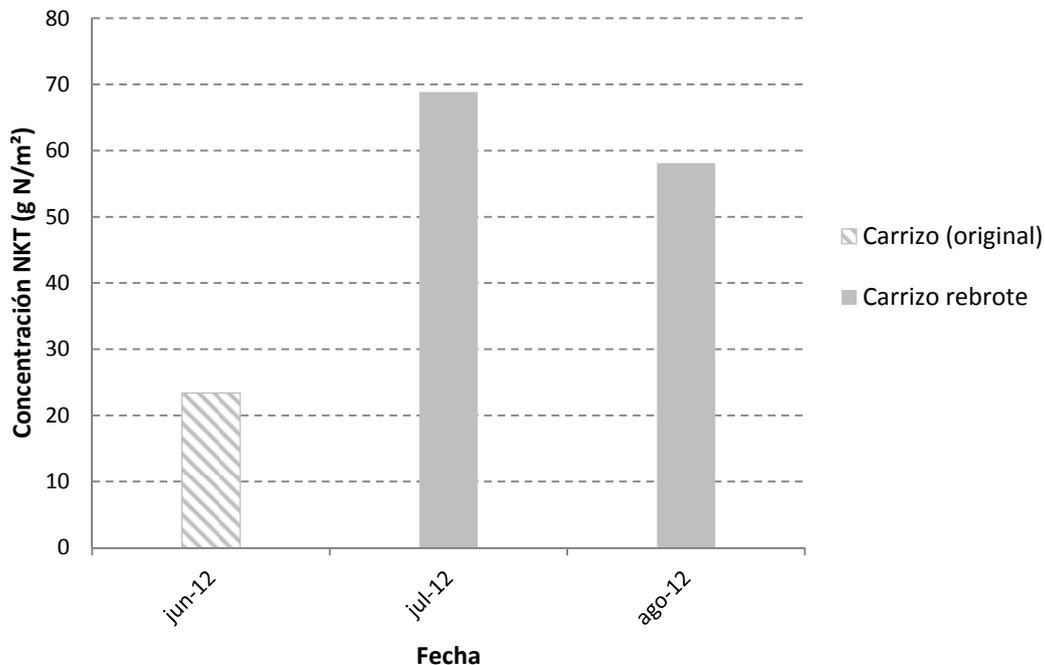
- El **carrizo** obtiene un pico de concentración a principios de verano, descendiendo bruscamente en los meses de julio y agosto, para ascender de nuevo en el mes de septiembre, e ir descendiendo paulatinamente la concentración durante los meses de otoño e invierno, a medida que finaliza el ciclo vegetativo de la planta. Este hecho está relacionado con la movilidad del nitrógeno en la planta, siendo más elevada la concentración en el mes que más rápido crece, es decir, en el mes de junio (comportándose como una planta en su fase de rebrote); descendiendo posteriormente la concentración en los siguientes meses (julio y agosto-2012), posiblemente tras deslocalizar la planta los nutrientes de los tejidos aéreos a los rizomas subterráneos para propiciar la propagación y colonizar así el espacio disponible en el filtro. En el mes de septiembre, se observa un pico de concentración de nitrógeno que puede estar relacionado con la floración del *Phragmites australis*, proceso que se lleva a cabo gracias a la presencia de compuestos nitrogenados en los tejidos meristemáticos de la planta. En los siguientes meses de otoño-invierno la concentración de nitrógeno desciende progresivamente, esto es debido a que la planta procede al almacenaje de los compuestos nitrogenados en los rizomas subterráneos, asegurando de esta forma el rebrote de la planta en el siguiente ciclo vegetativo.
- La concentración de nitrógeno en los tejidos de la *Typha* varían entre los 3,37 g N/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012 y los 2,17 g N/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012.
- Los bajos ratios de eliminación de nitrógeno por metro cuadrado de humedal, por parte de la **enea**, tal y como se ha comentado anteriormente, pueden estar causados por el elevado marco de plantación de la *Typha latifolia* en el Filtro Verde V-30. También puede influir la estrategia de propagación de la enea, basada en la mitosis rizomatosa tras varios ciclos vegetativos continuados, no habiendo transcurrido el tiempo necesario para que las jóvenes plantas (plantadas en el verano de 2011) hayan podido cubrir un mayor porcentaje de superficie del filtro y por tanto, obtener valores más elevados de concentración de nitrógeno por metro cuadrado de humedal. Este hecho no ha ocurrido en el caso del **carrizo**, puesto que su rápida estrategia de propagación y crecimiento, le permite una rápida ocupación del espacio disponible en el filtro, gracias a su propagación mediante estolones (brotes laterales de crecimiento rastrero, que

generan raíces adventicias dando lugar a plantas hijas), logrando de esta forma unos elevados ratios de concentración.

## b) Carrizo de rebrote

Seguidamente se muestra, en la figura 68, una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl ( $\text{g N/m}^2$ ) en los tejidos vegetales, en función del tiempo. Los datos grafiados se corresponden, con la evolución temporal de los rebrotes surgidos, tras el corte del individuo maduro de la especie *Phragmites australis*, situada en la celda 4 del humedal.

Figura 60: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en el carrizo de rebrote celda 4.



De la figura anterior se pueden extraer las siguientes conclusiones:

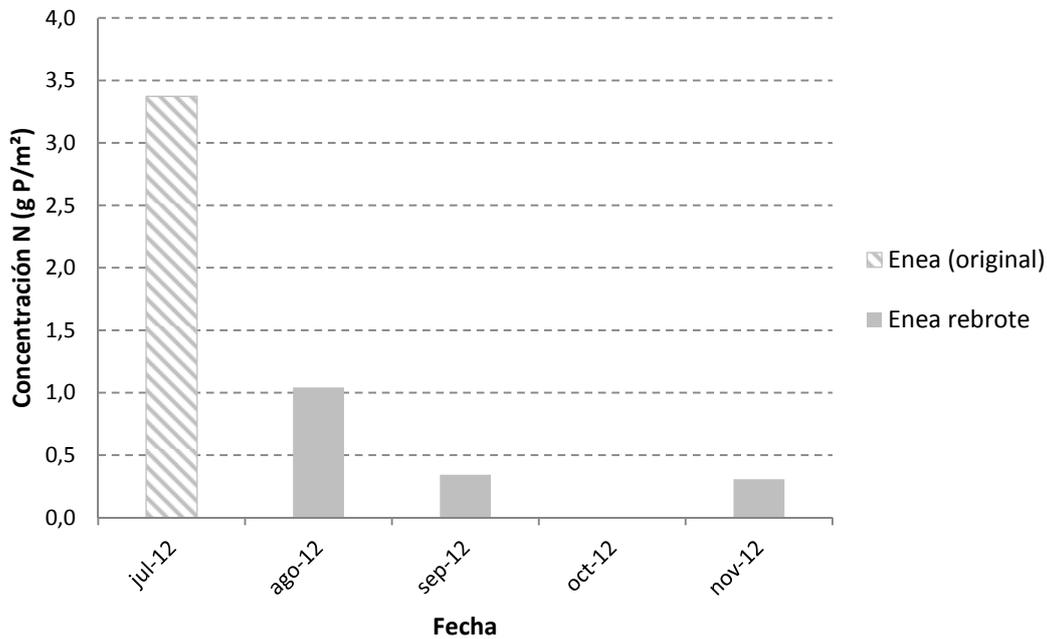
- Tras el corte inicial de la planta, el **carrizo** vuelve a rebrotar con un elevado vigor (según se desprende del apartado de biomasa seca) lo que provoca la masiva movilización de compuestos nitrogenados a la parte aérea de la planta (dato julio-2012) necesarios para la síntesis de los nuevos tejidos vegetales.

- Tras someter a la planta a un nuevo corte, ésta vuelve a **rebrotar** (dato agosto-2012), pero ya no moviliza tantos compuestos nitrogenados a la parte aérea, descendiendo un 15%, la concentración de nitrógeno Kjeldahl en los tejidos, respecto al rebrote del mes anterior (dato julio-2012). Este hecho posiblemente esté asociado a un efecto de desgaste en la planta, o a que el corte de esta segunda brotación se realizó a finales de agosto, cercano ya a la época de senescencia.
- No obstante resulta curiosa la comparación entre la figura 57 y la figura 60. En la figura 57, donde se representa la biomasa seca por metro cuadrado del **carrizo de rebrote**, se observa que en el primer rebrote (dato julio-2012), la planta genera, una menor biomasa que el segundo rebrote (dato agosto-2012). Sin embargo en la figura 60, se puede distinguir como la concentración de nitrógeno por metro cuadrado es superior en el primer corte de la planta (dato julio-2012) que tras el segundo cosechado (dato agosto-2012). Este hecho indica que es preferible realizar el cosechado de la vegetación en el mes de julio, puesto que se eliminan del humedal más nutrientes, a la vez que se gestionan menos kilogramos de biomasa.

### c) Enea de rebrote

A continuación se muestra en la figura 61 una gráfica donde se representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl en los tejidos vegetales en función del tiempo. Los datos representados se corresponden con los rebrotes surgidos tras el corte sucesivo del individuo predecesor de la especie *Typha latifolia*, situada en la celda 8.

Figura 61: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la enea de rebrote celda 8.



De la figura anterior se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Tras el primer corte de la **enea**, ésta rebrota, pero no llega a acumular una gran cantidad de nitrógeno en sus tejidos. Siendo la concentración considerablemente menor que la registrada en el individuo precedente. Esta circunstancia está relacionada con el hecho que el crecimiento de la **enea** no es tan vigoroso como el del **carrizo de rebrote** (tal y como se ha comentado en apartados anteriores). Además se penaliza mucho a esta especie, cuando se la analiza por metro cuadrado de humedal, debido al elevado marco de plantación dispuesto en el Filtro Verde V-30 y al inmaduro desarrollo de sus plantas.
- En los siguientes meses, y tras someter a la planta a nuevos cortes, ésta sigue rebrotando pero almacenando cada vez menos compuestos nitrogenados en sus tejidos aéreos. Una explicación a este comportamiento puede ser que la planta posee un desarrollo todavía muy inmaduro, hecho que se constata con los datos de biomasa generada (ver figura 58), donde se observa que cada vez que rebrota la planta, lo hace con una menor generación de tejidos aéreos.

### d) Conclusiones

A la vista de los resultados obtenidos, y desde el punto de vista de la concentración de nitrógeno Kjeldahl acumulado en las plantas, se puede afirmar que la especie óptima, para la eliminación de nitrógeno en un humedal artificial de características similares al Filtro Verde V-30, es el *Phragmites australis*.

También se puede recomendar la programación de más de un cosechado por ciclo vegetativo del **carrizo**, proponiéndose hasta tres cortes de la vegetación; uno a principios del mes de junio, otro a finales del mes de julio y el último a principios del mes de octubre, justo antes de la senescencia de la vegetación.

#### 6.1.4 Concentración de fósforo

Los resultados obtenidos de la concentración de fósforo, expresados en **mg P/kg ms** y **g P/m<sup>2</sup>**, tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia* y *Phragmites australis*, se pueden consultar en la tabla 27.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	P (mg P/Kg ms)	P (g P/m <sup>2</sup> )
nov-11	Celda 7	Carrizo	1.654,81	0,42
	Celda 8	Enea	524,33	0,23
jun-12	Celda 4	Carrizo	1.439,61	1,89
	Celda 9	Carrizo	1.624,88	4,36
jul-12	Celda 4	Carrizo rebrote	1.902,31	6,38
	Celda 8	Enea	762,48	0,33
	Celda 9	Carrizo	617,47	0,97
ago-12	Celda 4	Carrizo rebrote	602,35	3,56
	Celda 8	Enea	939,93	0,28
	Celda 8	Enea rebrote	1.817,27	0,14
	Celda 9	Carrizo	1.244,75	1,51
sep-12	Celda 4	Carrizo	1.319,93	2,81
	Celda 8	Enea	942,36	0,25
	Celda 8	Enea rebrote	2.750,07	0,07
	Celda 9	Carrizo	1.447,47	0,98

Fecha	Pto. muestreo	Especie	P (mg P/Kg ms)	P (g P/m <sup>2</sup> )
	Celda 4	Carrizo	740,07	-
nov-12	Celda 8	Enea rebrote	1.687,54	0,04
	Celda 9	Carrizo	867,52	0,79
ene-13	Celda 9	Carrizo	274,97	0,23

**Tabla 27: Concentración de fósforo en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior se pueden extraer los siguientes comentarios:

- En la especie **carrizo**, la concentración de fósforo analizada varía entre los 270 mg P/kg ms del mes de enero-2013 y los 1.650 mg P/kg ms del mes de junio-2012. Según la bibliografía consultada, la concentración de fósforo en el ***Phragmites australis*** varía según diferentes autores entre 2.600 mg P/kg ms (Tanner, 1995), 1.870 mg P/kg ms (Mueleman *et al.*, 2002) y 2.400 mg P/kg ms (Greenway, 2002).
- En la especie **enea**, la concentración de fósforo determinada varía entre 760 mg P/kg ms del mes de julio-2012 y 940 mg P/kg ms del mes de septiembre-2012. Según bibliografía estudiada de diferentes autores, la concentración de fósforo en la ***Typha latifolia*** varía entre 2.550-5.700 mg P/kg ms. (Tang, 2008), 1.600-4.300 mg P/kg ms (Madisson, 2009) y entre 1.700-4.200 mg P/kg ms (Mustafa, 2011).
- Para ambas especies vegetales, los resultados obtenidos tras el análisis de la concentración de fósforo en las plantas son menores que los obtenidos en la revisión bibliográfica. Esto puede estar motivado por la baja carga de nutrientes presente en el agua influente al sistema, en comparación con las aguas residuales brutas con las que se alimentan muchos de los humedales de la bibliografía. También hay que tener en cuenta el joven desarrollo de las plantas, siendo de esperar que a medida que éstas aumenten su porte, aumenten su capacidad de extracción de fósforo del sistema.
- Con respecto a los resultados expuestos de la concentración de fósforo en mg P/kg ms, hay que indicar que las diferencias observadas entre las plantas de **carrizo** muestreadas de diferente celdas (celda 4 y 9), no son muy elevadas, un 10% aproximadamente. Este es un dato muy relevante, puesto que las dos celdas estaban

siendo operadas de modo diferente: la celda 4 con flujo subsuperficial horizontal y la celda 9 con un flujo subsuperficial vertical. Además de poseer diferentes sustratos sobre el que se desarrolla la vegetación: la celda 4 con relleno de gravas de 20 a 30 mm de diámetro y la celda 9 con sustrato a base de arena con un 3% de óxidos de hierro. Por tanto, se puede indicar que el modo de funcionamiento del humedal (subsuperficial horizontal o vertical), así como el sustrato (gravas 20-30 mm o arena+3% óxidos de hierro), no afecta de forma significativa a la absorción de fósforo por parte del *Phragmites*.

- Si se compara la concentración de fósforo en mg N/kg ms en las dos especies adultas muestreadas, **enea** y **carrizo**, se observa que es el *Phragmites australis* el que mas compuestos nitrogenados almacena en sus tejidos. En el primer mes donde se pueden comparar datos, julio-2012, la diferencia entre ambas concentraciones es muy pequeña a favor de la **enea** (762,48 mg P/kg ms, frente a 617,47 mg P/kg ms). En el siguiente mes, agosto-2012, la diferencia de concentraciones entre ambas especies aumenta sustancialmente a favor del **carrizo** (1.244,75 mg P/kg ms, frente a 939,93 mg P/kg ms); observándose, sí se comparan las concentraciones con el mes anterior, un aumento en ambas especies, pero mucho más acusado en el **carrizo**. En el mes de septiembre, la diferencia de concentraciones sigue aumentando, a favor del **carrizo** (1.383,70 mg P/kg ms de media, frente a 942,36 mg P/kg ms). Estos datos indican que las diferencias de concentraciones no son tan acusados, como cuando se calcula la concentración en g P/m<sup>2</sup>.
- Si se comparan los estados de **rebrote** de agosto-2012, se observa como la **enea** posee más concentración de fósforo en sus tejidos. No obstante al calcular la concentración en g P/m<sup>2</sup>, es el **carrizo de rebrote** el que más fósforo acumula. Esto es debido a que la **enea** posee un marco de plantación muy elevado, penalizando mucho a la especie si se la analiza por metro cuadrado de humedal.

### a) Carrizo y enea

En la figura 62 se muestra un gráfico que representa la concentración de fósforo en g P/m<sup>2</sup>, en función del tiempo, obtenido tras el análisis de las plantas muestreadas. La especie **enea**

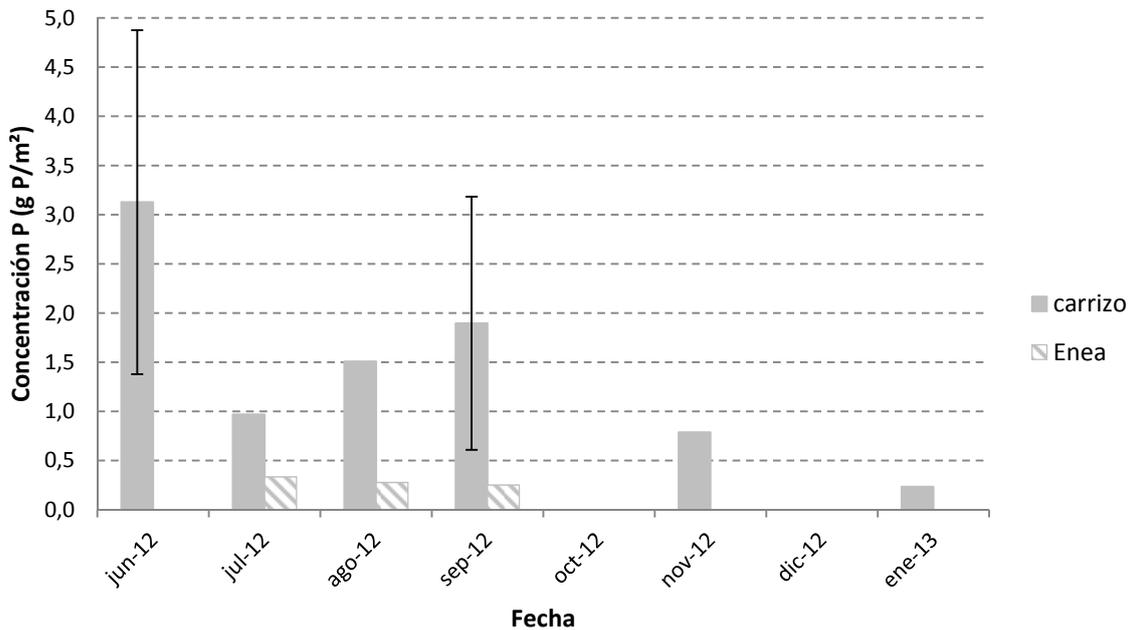
grafiada se corresponde con la plantada en la celda 8 del humedal. En lo que respecta al *Phragmites australis*, hay que indicar que se cosecharon, en la misma salida de campo, plantas con el mismo grado vegetativo de desarrollo, pero de celdas diferentes (celdas 4 y 9). Como las diferencias en la concentración de fósforo no son muy elevadas, se ha decidido representar el valor de la media aritmética en los meses con duplicidad de valores, es decir, de los meses de junio y septiembre. Los resultados de la media aritmética de la especie **carrizo**, así como de la desviación estándar, se pueden ver en la tabla 28.

Fecha	Punto muestreo	P (g P /m <sup>2</sup> )	$\bar{x}$ (g P /m <sup>2</sup> )	S
jun-12	4	1,89	3,13	1,75
jun-12	9	4,36		
sep-12	4	2,81	1,89	1,29
sep-12	9	0,98		

**Tabla 28: Media y desviación de la concentración de fósforo presente en el carrizo de las celdas 4 y 9.**

Se ha eliminado el dato de concentración de fósforo determinado en el **carrizo** de noviembre-2012 de la celda 4, medido en g P/m<sup>2</sup>, al no existir valores suficientes para su cálculo.

Figura 62: Concentración de fósforo en el carrizo y la aenea.



De la figura anterior se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- La primera conclusión, es la gran similitud existente entre este gráfico y el representado en la figura 57, que representa la concentración de nitrógeno (en g N/m<sup>2</sup>) en función del tiempo. Este fenómeno indica que la planta se comporta de igual manera, con respecto a la movilidad en sus células de los dos macronutrientes principales, nitrógeno y fósforo.
- El **carrizo** obtiene un pico de concentración a principios de verano, descendiendo bruscamente en los meses de julio y agosto, para ascender de nuevo en el mes de septiembre, e ir descendiendo paulatinamente la concentración durante los meses de otoño e invierno, a medida que finaliza el ciclo vegetativo de la planta. Este hecho está relacionado con la movilidad del fósforo en la planta, siendo más elevada la concentración en el mes que más rápido crece, es decir, en el mes de junio (comportándose como una planta en su fase de rebrote); descendiendo posteriormente la concentración en los siguientes meses (julio y agosto-2012), posiblemente tras deslocalizar la planta los nutrientes de los tejidos aéreos a los rizomas subterráneos para propiciar la propagación y colonicen así el espacio disponible en el filtro. En el mes

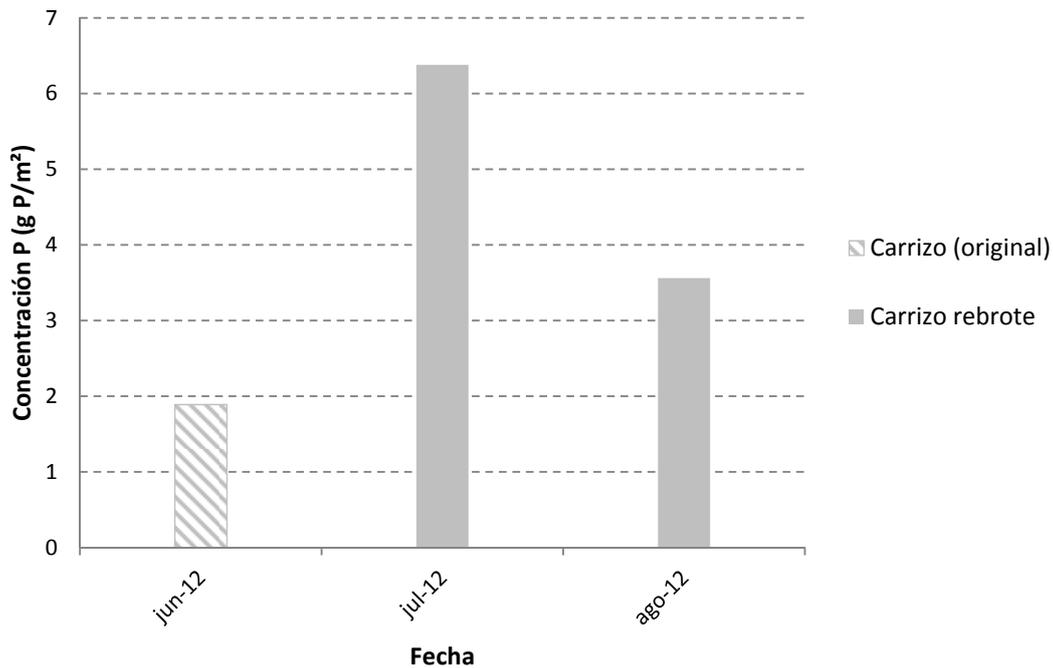
de septiembre, se observa un pico de concentración de fósforo que puede estar relacionado con la floración del *Phragmites australis*, proceso que se lleva a cabo gracias a la presencia de compuestos fosforados en los tejidos meristemáticos de la planta. En los siguientes meses de otoño-invierno la concentración de fósforo desciende progresivamente, esto es debido a que la planta procede al almacenaje de los compuestos fósforados en los rizomas subterráneos, asegurando de esta forma, el rebrote de la planta en el siguiente ciclo vegetativo.

- La **enea** mantiene un valor de concentración de fósforo bastante discreto durante todo el periodo analizado. Mostrando, no obstante, los valores más elevados a finales de verano con la época de floración de la planta. Es de esperar, a falta de más datos, que durante los siguientes meses de otoño, la concentración de fósforo en los tejidos de la *Typha* tienda a descender con la senescencia de la planta.
- La baja concentración de fósforo en los tejidos de la enea, está relacionado con el pobre desarrollo de las plantas mostrado en el Filtro Verde. Además, el elevado marco de plantación de la *Typha latifolia* lastra los datos obtenidos, al compararlos con la otra especie plantada, el *Phragmites australis*.

## b) Carrizo de rebrote

A continuación se muestra en la figura 63 una gráfica, donde se representa la concentración de fósforo contenida en los tejidos vegetales, en función del tiempo. Los datos representados se corresponden con la secuencia temporal de los rebrotes surgidos tras el corte del individuo maduro de la especie *Phragmites australis*, situada en la celda 4.

Figura 63: Concentración de fósforo en el carrizo de rebrote celda 4.



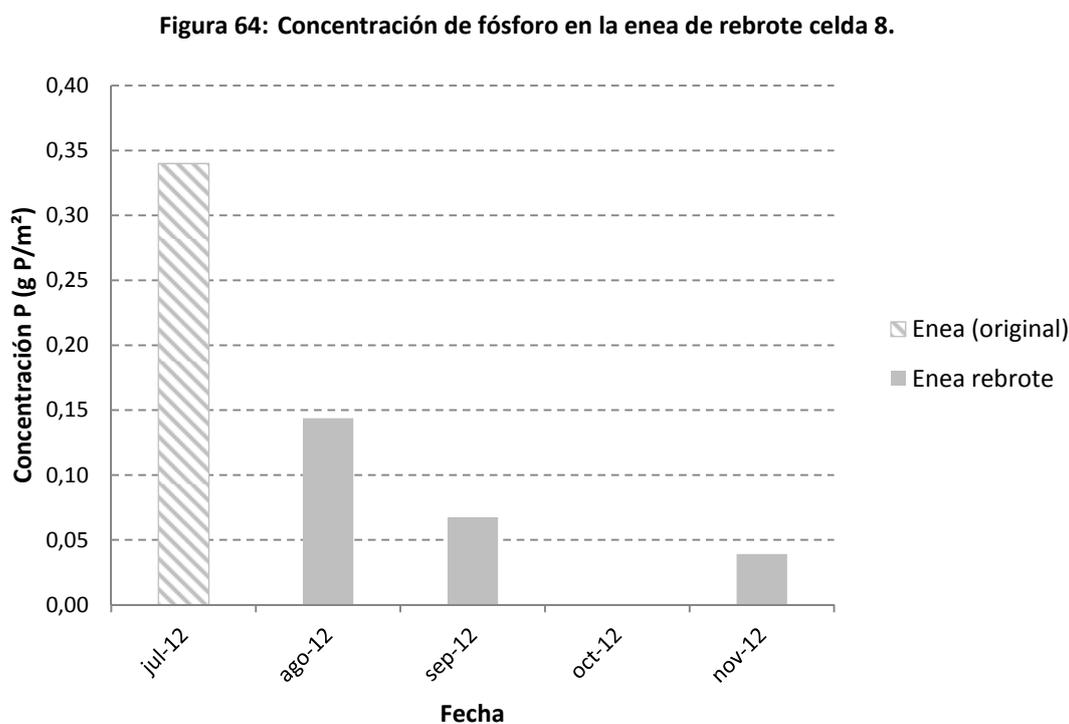
De la figura 63 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Tras el corte inicial de la planta, ésta **rebrot**a con un elevado vigor (según se desprende de la figura 57) lo cual provoca la masiva movilización de compuestos fosforados, a la parte aérea de la planta necesarios para la síntesis de los nuevos tejidos vegetales.
- Tras someter a la planta a un nuevo corte (dato agosto-2012), ésta vuelve a **rebrotar**, pero ya no moviliza tanto fósforo, descendiendo sustancialmente la concentración del nutriente en los tejidos, respecto al rebrote del mes anterior. Este hecho posiblemente esté asociado a que la planta sufre un desgaste o a que se encuentra próximo el inicio del estado de senescencia.
- No obstante resulta curiosa la comparación entre la figura 63 y la figura 57. En la figura 57, donde se representa la biomasa seca por metro cuadrado del carrizo de rebrote, se observa que en el primer rebrote (dato julio-2012), la planta genera, una menor biomasa que el segundo rebrote (dato agosto-2012). Sin embargo en la figura 63, se puede distinguir como la concentración de fósforo por metro cuadrado es superior en el primer corte de la planta (dato julio-2012) que tras el segundo cosechado (dato

agosto-2012). Este hecho indica que es preferible realizar el cosechado de la vegetación en el mes de julio, puesto que se eliminan del humedal más nutrientes, a la vez que se gestionan menos kilogramos de biomasa.

### c) Enea de rebrote

A continuación se muestra en la figura 64 una gráfica de la concentración de fósforo contenida en los tejidos vegetales en función del tiempo. Los datos grafados se corresponden con los rebrotes surgidos tras el corte sucesivo del individuo predecesor de la especie *Typha latifolia* situada en la celda 8.



De la figura 64 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Tras el primer corte de la **enea**, ésta rebrota, pero no llega a acumular gran cantidad de fósforo en sus tejidos. Esta circunstancia está relacionada con el hecho de que el rebrote de la **enea** no es tan vigoroso como el del **carrizo** (tal y como se ha comentado en el apartado anterior). Penalizando mucho más a la enea, cuando se la analiza por

metro cuadrado de humedal, debido principalmente, al elevado marco de plantación dispuesto en el Filtro Verde V-30 y al inmaduro desarrollo de las plantas.

- En los siguientes meses, y tras someter a la planta a nuevos cortes, ésta sigue con la misma dinámica, almacenando cada vez menos compuestos fosforados en sus tejidos aéreos. Éste hecho, puede deberse a que la planta, está inmersa en la época de senescencia.

#### d) Conclusiones

A la vista de los resultados obtenidos, y desde el punto de vista de la concentración de fósforo acumulado en las plantas, se puede afirmar que la especie óptima, para la eliminación de fósforo en un humedal artificial de características similares al Filtro Verde V-30, es el *Phragmites australis*.

También se puede recomendar la programación de más de un cosechado por ciclo vegetativo del **carrizo**, proponiéndose hasta tres cortes de la vegetación; uno a principios del mes de junio, otro a finales del mes de julio y el último a principios del mes de octubre, justo antes de la senescencia de la vegetación.

#### 6.1.5 Ratio NKT/P

Los resultados obtenidos de la relación NKT/P, tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia* y *Phragmites australis*, se pueden consultar en la tabla 29.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT/P
15-nov	Celda 7	Carrizo	10,41
	Celda 8	Enea	11,38
5-jun	Celda 4	Carrizo	12,40
	Celda 9	Carrizo	11,24
10-jul	Celda 4	Carrizo rebrote	10,80
	Celda 8	Enea	10,05
	Celda 9	Carrizo	12,68

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT/P
21-ago	Celda 4	Carrizo rebrote	16,32
	Celda 8	Enea	8,19
	Celda 8	Enea rebrote	7,17
	Celda 9	Carrizo	7,77
18-sep	Celda 4	Carrizo	9,75
	Celda 8	Enea	8,52
	Celda 8	Enea rebrote	6,22
	Celda 9	Carrizo	13,82
16-nov	Celda 4	Carrizo	10,41
	Celda 8	Enea rebrote	9,08
	Celda 9	Carrizo	12,28
9-ene	Celda 9	Carrizo	16,38

Tabla 29: Relación NKT/P en la vegetación muestreada.

### a) Carrizo y enea

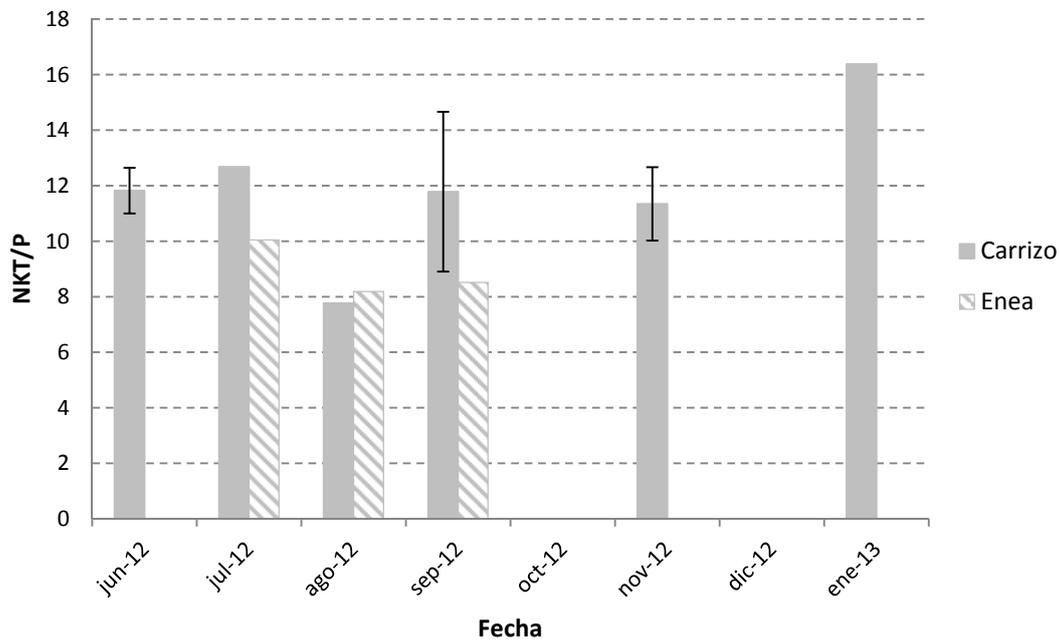
En la figura 65 se muestra una gráfica que representa la relación NKT/P obtenida tras el análisis de las plantas muestreadas en función del tiempo. La especie **enea** grafiada se corresponde con la plantada en la celda 8 del humedal. En lo que respecta al **Phragmites australis**, hay que indicar que se cosecharon, en la misma salida de campo, plantas con el mismo grado vegetativo de desarrollo, pero de celdas diferentes (celdas 4 y 9). Como las diferencias del ratio NKT/P no son muy elevadas, se ha decidido representar el valor de la media aritmética en los meses con duplicidad de valores; es decir de los meses de junio, septiembre y noviembre. Los resultados de la media aritmética de la especie **carrizo**, así como de la desviación estándar, se pueden ver en la tabla 30.

Fecha	Punto muestreo	NKT/P	$\bar{x}$	S
jun-12	4	12,40	11,82	0,82
jun-12	9	11,24		
sep-12	4	9,75	11,78	2,88
sep-12	9	13,82		

Fecha	Punto muestreo	NKT/P	$\bar{x}$	S
nov-12	4	10,41	11,34	1,32
nov-12	9	12,28		

Tabla 30: Media y desviación del ratio NKT/P presente en el carrizo de las celdas 4 y 9.

Figura 65: Relación NKT/P en el carrizo y la enea.



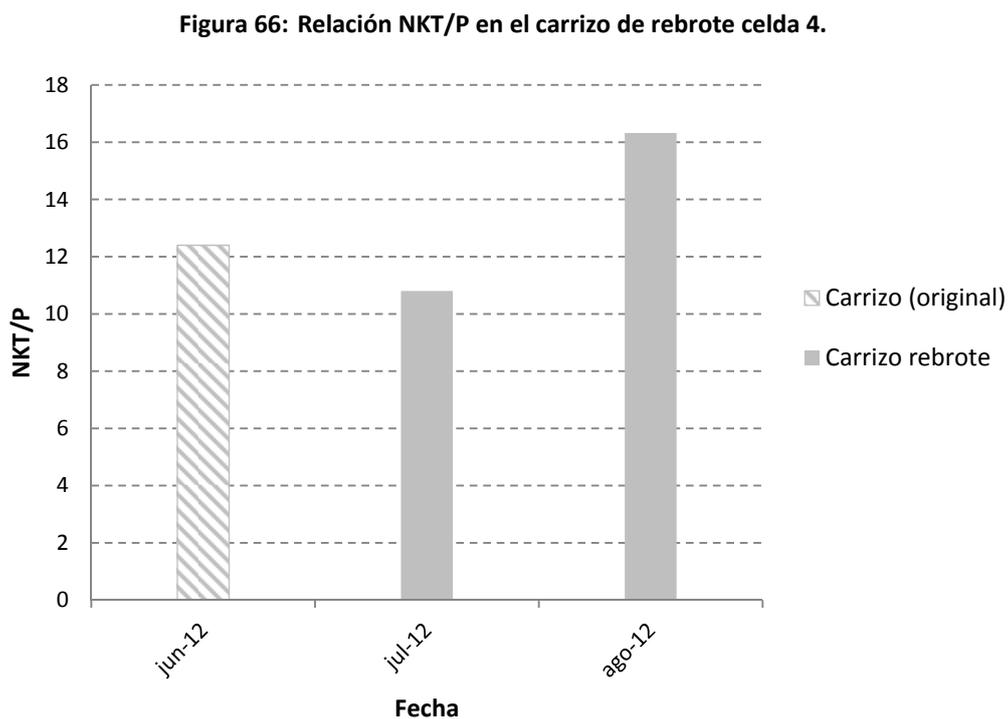
De dicha figura 65 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- El cociente entre el nitrógeno y fósforo en el **carrizo** varía entre un valor mínimo de 7,7, obtenido en el mes de agosto-2012, y un valor máximo de 16,4 medido en el mes de enero-2013.
- El **carrizo** sigue la misma tendencia expuesta en apartados anteriores, con una elevada variación del ratio en función de los diversos meses muestreados. Ello tiene coherencia con los resultados expuestos con anterioridad.

- El ratio del cociente entre ambos nutrientes analizados en los tejidos vegetales de la *Typha* varía entre 8,2, valor mínimo obtenido en el mes de agosto-2012, y un valor máximo de 10,1 medido en el mes de julio-2012.
- La *enea* no muestra prácticamente variabilidad de datos, mostrándose el cociente entre concentraciones constante a lo largo del periodo de análisis.

## b) Carrizo de rebrote

A continuación se muestra en la figura 66 una gráfica de la relación NKT/P presente en los tejidos vegetales en función del tiempo. En esta ocasión, los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del individuo maduro de la especie *Phragmites australis* situado en la celda 4.

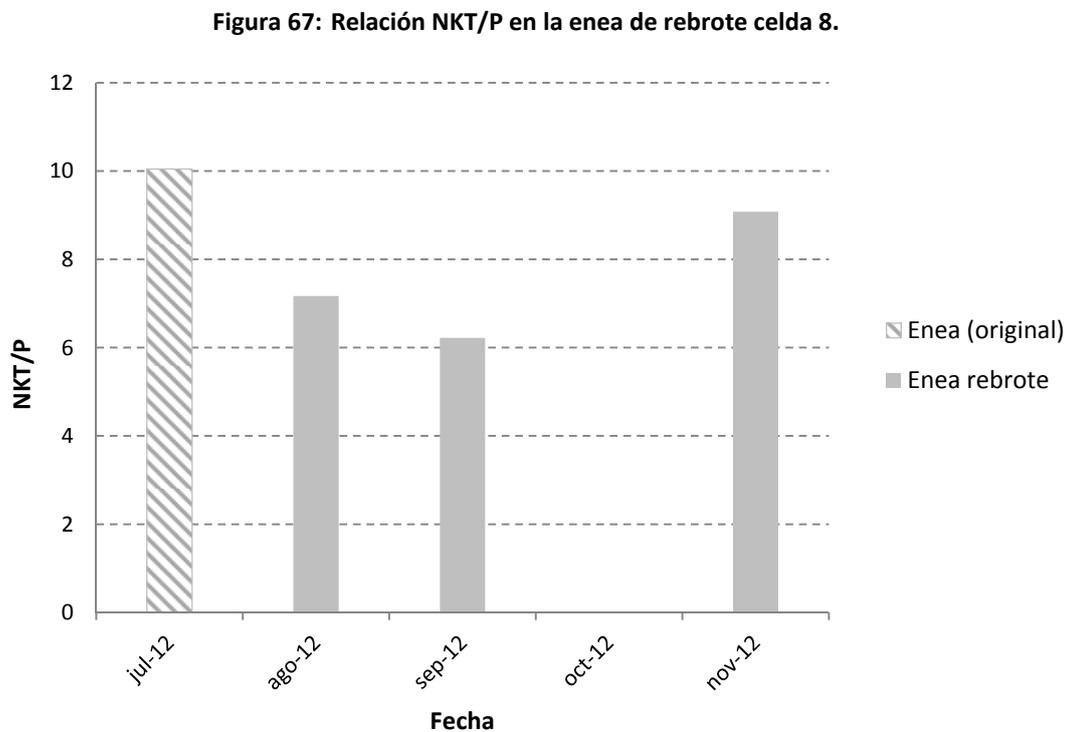


De la figura 66 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Según el gráfico, el primer **rebrote** es el que posee el ratio NKT/P más bajo, por lo tanto, es correcto el cosechado de la vegetación en ese mes, ya que es durante ese periodo, cuando la concentración de fósforo es más elevado en los tejidos aéreos.
- En el mes de agosto se aprecia un incremento del ratio, o lo que es lo mismo, un descenso en la concentración de fósforo en los tejidos celulares de la planta, tal y como se desprende de la figura 63. Esto, entra en concordancia con lo expuesto en apartados anteriores.

### c) Enea de rebrote

Seguidamente se muestra en la figura 67 una gráfica que representa, la relación NKT/P presente en los tejidos vegetales en función del tiempo. Los datos representados se corresponden con los rebrotos surgidos tras el corte del individuo maduro de la especie *Typha latifolia*, situada en la celda 8.



De la figura 67 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Según el gráfico, se puede extraer la conclusión que a medida que rebrota la especie, el ratio NKT/P, va descendiendo. Aunque según las figuras 61 y 64 esto se produce, no porque aumente la concentración de fósforo en los tejidos, sino porque desciende la de nitrógeno.
- También se observa que en el mes de noviembre, aumenta de forma considerable el cociente entre concentraciones. Esto viene a decir que el valor de la concentración de fósforo en ese mes es muy bajo, hecho constatable en la figura 64.

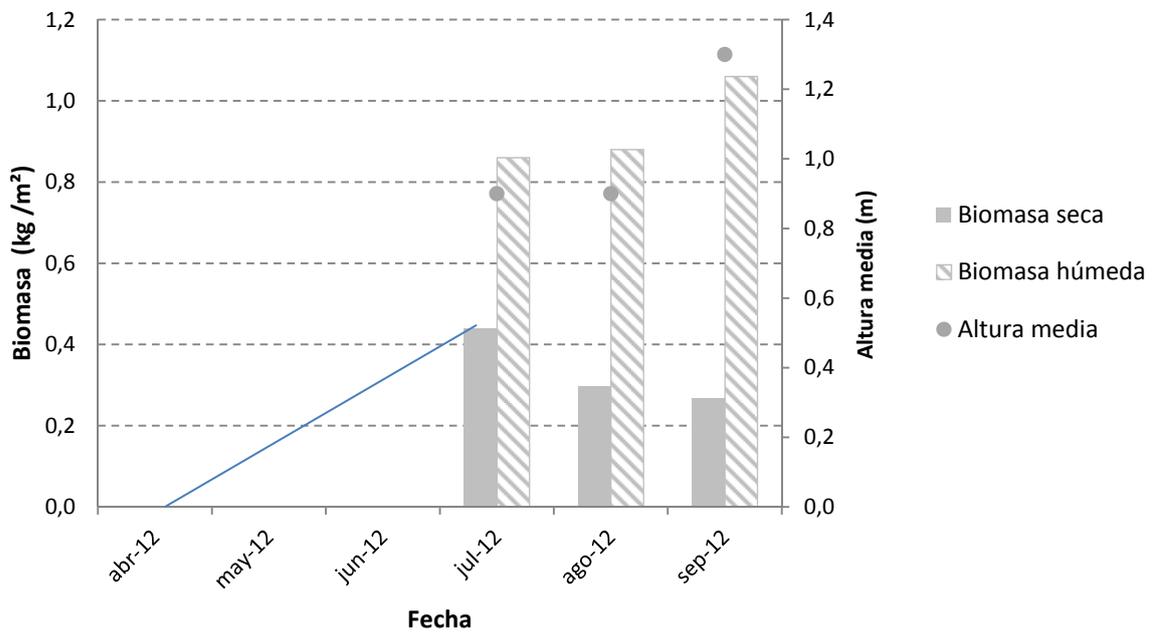
### 6.1.6 Velocidad de crecimiento

A continuación se muestran los resultados obtenidos de la velocidad de crecimiento de la vegetación recolectada en el Filtro Verde de la V-30. Para realizar el cálculo, se han tomado los datos de biomasa húmeda y seca para cada una de las especies vegetales muestreadas, así como los valores de alturas medias de la plantas. Todos esos datos están expuestos en el apartado 8. *Anejos* del presente TFM.

#### a) Enea

En la figura 68 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media de la especie *Typha latifolia* muestreada en la celda 8 del Filtro Verde V-30.

**Figura 68: Biomasa húmeda, seca y altura media de la *Typha* situada en la celda 8. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



En la figura 68 se observa como la biomasa seca desciende a medida que avanza el ciclo vegetativo de la planta. Sin embargo, la biomasa húmeda aumenta a medida que éste avanza, al igual que ocurre con la altura media de las plantas. Esto está en consonancia con el desarrollo normal de la planta, puesto que ésta aumenta su tamaño conforme transcurren los meses.

En la figura 68 también se puede percibir que la altura media de las plantas se mantiene constante a lo largo de los meses de julio y agosto, para ascender en el mes de septiembre. Esto es debido a que durante ese mes, la planta emite el tallo con la inflorescencia floral en su extremo; este tallo alcanza una altura superior al resto de la planta para que el viento pueda propagar las semillas.

Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del ciclo vegetativo de la *Typha* el 1 de abril de 2012, ya que es en esa fecha, cuando las plantas

comenzaban a rebrotar tras el letargo invernal. La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 31.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
01-abr-12	0,00	0,00	-	-
10-jul-12	0,44	0,90	101	4,35

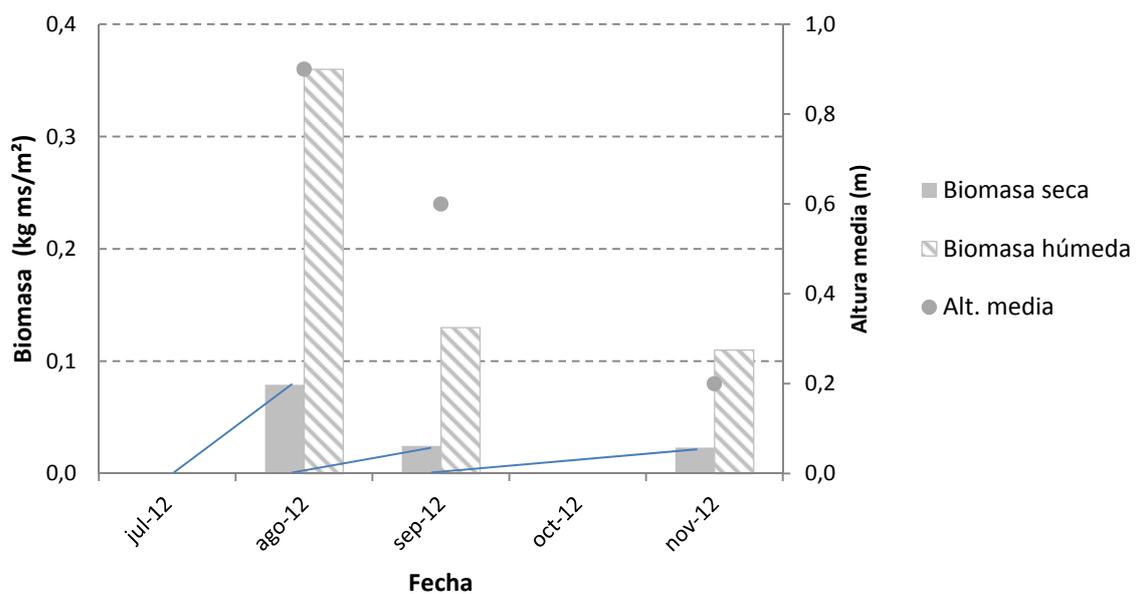
Tabla 31: Velocidad de crecimiento de la enea situada en la celda 8.

La velocidad de crecimiento de la *Typha latifolia* plantada en la celda 8 del filtro Verde V-30 es de 4,35 g ms/m<sup>2</sup> y día.

### b) Enea de rebrote

En la figura 69 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media del rebrote de *Typha latifolia* tras el corte del individuo predecesor en la celda 8 del Filtro Verde V-30.

Figura 69: Biomasa húmeda, seca y altura media de la enea de rebrote situada en la celda 8. Las líneas representan las velocidades de crecimiento entre los dos periodos considerados.



En la figura 69 se puede observar como la biomasa seca, así como la biomasa húmeda y la altura media descienden a medida que se van realizando cortes al mismo individuo. Esto se corresponde con lo expuesto en apartados anteriores, puesto que a más cortes, la planta crece con menor vigor.

También hay que indicar que los últimos cortes se practicaron en los meses de otoño, época del año en la que la planta entra en senescencia, siendo por tanto normal un crecimiento más lento de la misma. Además en los últimos muestreos, el Filtro Verde V-30, ya no estaba siendo alimentado con agua de la depuradora de Pinedo, al haber sido clausuradas las instalaciones unos meses antes, obteniendo las plantas el agua para su crecimiento de las precipitaciones atmosféricas.

La velocidad de crecimiento calculada tras los diferentes cortes practicados a la vegetación, se puede ver en la tabla 32.

Fecha corte	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
10-jul-12	-	-	-	-
21-ago-12	0,08	0,90	42	1,91
18-sep-12	0,02	0,60	28	0,72
16-nov-12	0,02	0,20	59	0,34

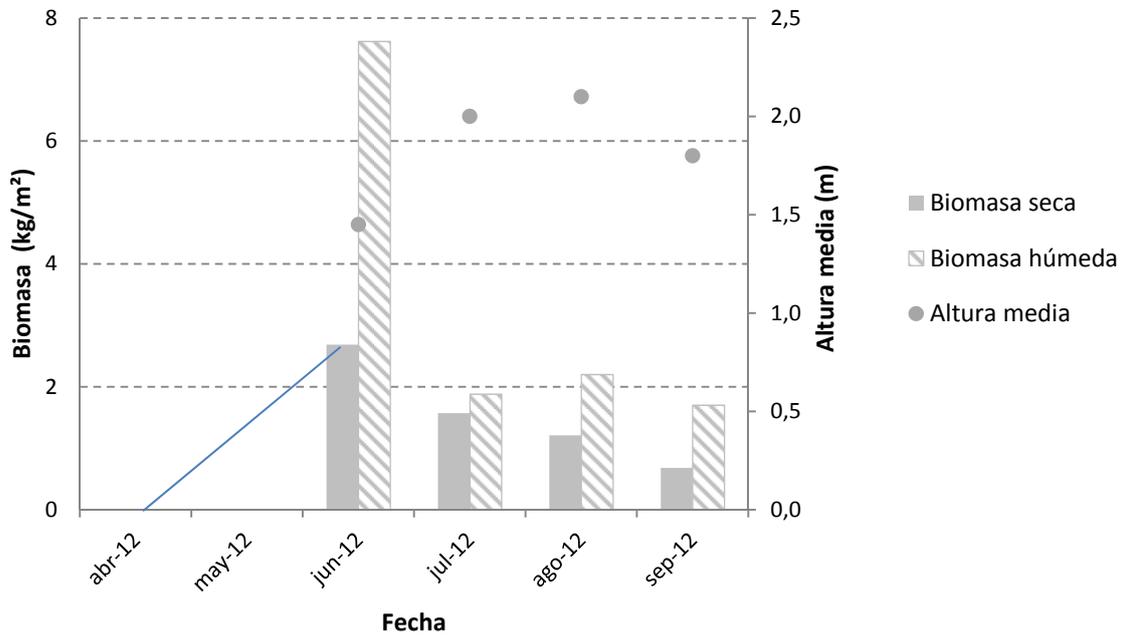
**Tabla 32: Velocidad de crecimiento de la enea de rebrote situada en la celda 8.**

La máxima velocidad de crecimiento del rebrote de *Typha latifolia* plantada en la celda 8 del Filtro Verde V-30 se obtiene tras el primer corte, con un valor de **1,91 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

### c) Carrizo

En la figura 70 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media de la especie *Phragmites australis* muestreada en la celda 9 del Filtro Verde V-30.

**Figura 70: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo situado en la celda 9. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



En dicha figura se puede observar como a medida que avanza el ciclo vegetativo, disminuye la biomasa seca presente y húmeda en la celda, este fenómeno puede estar relacionado con el propio desarrollo de la planta, puesto que a medida que desarrolla sus tallos, éstos pierden masa al estar huecos. No obstante se observa como las plantas sí que crecen con el dato de altura media, mostrando la altura máxima en los meses en los que la planta presenta la inflorescencia floral en el ápice de la misma.

Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del ciclo vegetativo del *Phragmites* el 1 de abril de 2012, ya que en esa fecha las plantas aún no habían rebrotado tras el letargo invernal.

La velocidad de crecimiento calculada tras los cortes practicados a la vegetación, se puede ver en la tabla 33.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
01-abr-12	0,00	0,00		
05-jun-12	2,69	1,45	71	37,90

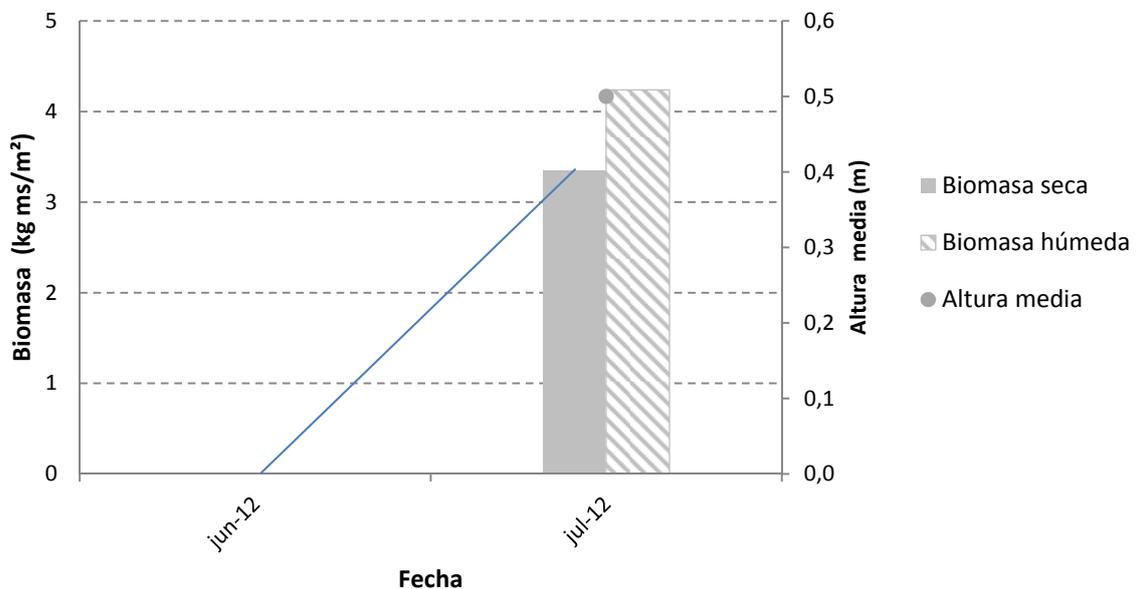
Tabla 33: Velocidad de crecimiento del carrizo situado en la celda 9.

La velocidad de crecimiento del *Phragmites*, plantado en la celda 9 del Filtro Verde V-30, tras 71 días de desarrollo, es de **37,90 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

#### d) Carrizo de rebrote

En la figura 71 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media de la especie *Phragmites australis* rebrotada tras el corte del individuo maduro situado en la celda 4 del Filtro Verde V-30.

Figura 71: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo de rebrote situado en la celda 4. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.



La velocidad de crecimiento calculada en el rebrote surgido tras el corte de la planta adulta, se puede ver en la tabla 34.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
05-jun-12	-	-	-	-
10-jul-12	3,35	0,50	35	95,71

**Tabla 34: Velocidad de crecimiento del carrizo de rebrote situado en la celda 4.**

La velocidad de crecimiento del rebrote de *Phragmites australis* surgido tras el corte del individuo maduro en la celda 4 del Filtro Verde V-30, es de **95,71 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

### e) Conclusiones

A la vista de los resultados obtenidos tras el cálculo de la velocidad de crecimiento de las especies muestreadas, se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- En estadios maduros, el *Phragmites* (37,90 g ms/m<sup>2</sup> y día) crece más rápido, que la especie *Typha* (4,35 g ms/m<sup>2</sup> y día). Ambas muestras fueron recolectadas el mismo día por lo que se considera un dato representativo de la realidad. No obstante, hay que tener en cuenta que la *enea* posee un elevado marco de plantación en el humedal, que le provoca una elevada penalización al medirla por metro cuadrado de humedal.
- Las dos especies van disminuyendo su velocidad de crecimiento a medida que avanza el ciclo vegetativo. Este es un dato muy relevante, puesto que si se decide cosechar las plantas al inicio del verano, las plantas rebrotarán con mayor velocidad que si se siegan en otoño, cuando no rebrotarán, o lo harán débilmente.
- En cuanto a los estados de rebrote, el *Phragmites* (95,71 g ms/m<sup>2</sup> y día) crece más rápido que su homólogo de la especie *Typha* (1,91 g ms/m<sup>2</sup> y día). En esta ocasión el corte del carrizo se realizó un mes antes que el corte en la especie *enea*, obteniendo condiciones un poco más favorables para el crecimiento el *Phragmites*; aunque, no

obstante, la diferencia entre ambas velocidades es tan elevada que no existe discusión alguna sobre la idoneidad del **carrizo**. Hay que indicar nuevamente, que el elevado marco de plantación de la **enea**, penaliza su velocidad de crecimiento al expresarla por metro cuadrado de humedal.

- Si se comparan las velocidades de crecimiento de la **enea** en su estado maduro (4,35 g ms/m<sup>2</sup> y día), con el estado de **rebrote** (1,91 g ms/m<sup>2</sup> y día), se observa que el espécimen maduro posee una velocidad de crecimiento mucho más elevado que el individuo de rebrote. Esto indica que la **Typha** posee un crecimiento superior en primavera, siendo éste mucho más débil en los meses de verano; es por tanto de esperar que, a la planta le suponga un gran esfuerzo **rebrotar** si se siega a mitad ciclo vegetativo. Por todo ello, no se recomiendan el cosechado de la especie hasta la llegada de la época de senescencia.
- Por el contrario, sí se comparan los datos de velocidades de crecimiento del **carrizo** en su estado maduro (37,90 g ms/m<sup>2</sup> y día), con el estado de **rebrote** (95,71 g ms/m<sup>2</sup> y día), se puede observa que el rebrote posee una velocidad mucho mayor, lo que indica que el carrizo crece a una elevada velocidad independientemente del periodo del ciclo vegetativo en el que se coseche. Hay que remarcar que el espécimen maduro se dejó crecer durante 71 días antes de realizar el cosechado del mismo. Siendo de 35, los días de crecimiento en el caso del carrizo de rebrote. No obstante, se confirma la idoneidad de realizar varios cosechados por ciclo vegetativo de esta especie.

## 6.2 Humedal artificial *Tancat de la Pipa*

En este epígrafe se presentan los resultados obtenidos tras el estudio de la vegetación cosechada en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*. El apartado se ha dividido según las cinco variables estudiadas en la vegetación recolectada, **humedad (%)**, **biomasa seca (kg ms/m<sup>2</sup>)**, **concentración NKT (mg N/kg ms, g N/m<sup>2</sup>)**, **concentración P (mg P/kg ms, g P/m<sup>2</sup>)** y la relación **NKT/P (adimensional)**.

En cada epígrafe se muestra, una tabla con los resultados obtenidos para cada de las variables analizadas en la vegetación, así como una serie de gráficos con las evoluciones temporales de los diferentes estados vegetativos. A continuación, aparecen unos comentarios sobre los resultados obtenidos.

### 6.2.1 Humedad

Los resultados de la humedad contenida en el material vegetal tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia*, *Phragmites australis*, e *Iris pseudacorus*, se pueden consultar en la tabla 35.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Humedad (%)
jun-12	FG3	Carrizo 3º año	46,78
	FG3	Lirio 3º año	68,55
jul-12	fp2	Carrizo 2º año	54,41
	fp3	Lirio 1º año	79,06
	fp3	Lirio 2º año	72,96
ago-12	fp2	Carrizo rebrote	66,89
	fp3	Lirio rebrote	77,98
	FG2	Carrizo 3º año	46,28
sep-12	fp3	Lirio 2º año	73,82
	fp3	Lirio rebrote	-
	FG3	Carrizo 3º año	46,98
	FG3	Lirio 3º año	59,84
oct-12	fp3	Lirio 2º año	77,72
	fp3	Lirio rebrote	83,41
	FG2	Carrizo 3º año	49,47

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Humedad (%)
nov-12	fp2	Carrizo 2º año	48,22
	fp3	Lirio 1º año	84,28
	fp3	Lirio rebrote	86,07
ene-13	fp3	Lirio 2º año	87,24
	fp3	Lirio rebrote	85,62
	fp3	Lirio rebrote*	87,40
	fp3	Enea	31,81

\*Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

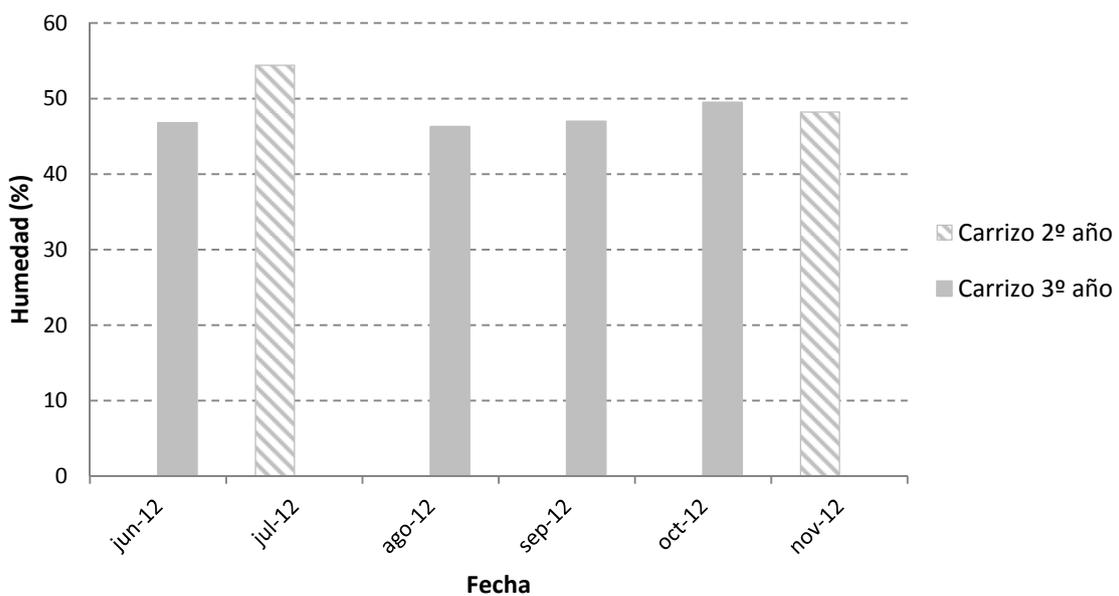
**Tabla 35: Contenido humedad en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior cabe destacar que el dato de humedad del lirio de rebrote, cosechado en el filtro fp3 en el mes de septiembre-2012, no se ha podido determinar por falta de datos.

### a) Carrizo 2º y 3º año

En la figura 72 se muestra una gráfica que representa el contenido de humedad de la especie carrizo en función del tiempo. El carrizo de 2º año representado se corresponde con el plantado en el filtro fp2. Mientras que el carrizo de 3º año se corresponde con el segado en las celdas FG2 y FG3.

**Figura 72: Contenido humedad del *Phragmites australis* en los filtros fp2, FG2 y FG3.**



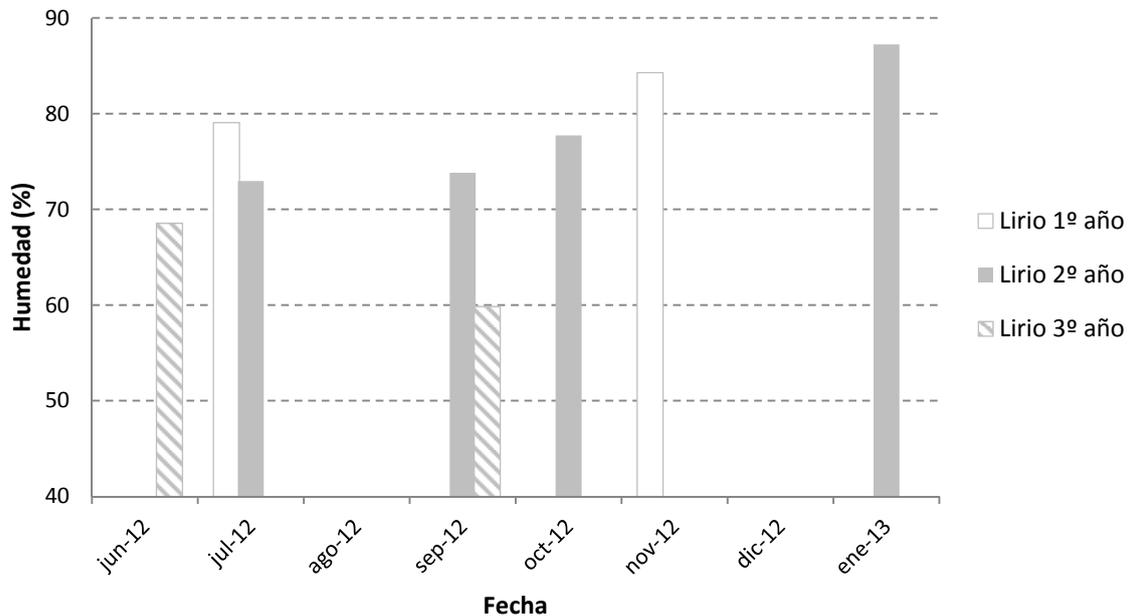
De la figura 72 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La humedad presente en las muestras de **carrizo 2º año** se sitúa entre el 54,4% del mes de julio-2012, y el 48,2% del mes de noviembre-2012. Se observa una mínima diferencia entre los valores, considerando una humedad constante a lo largo del periodo analizado.
- La humedad determinada en la especie **carrizo 3º año** se sitúa entre el 46,3% del mes de agosto-2012 y el 49,5% del mes de octubre-2012. Se puede considerar una humedad prácticamente constante a lo largo de los meses muestreados, al ser las diferencias entre los porcentajes muy bajas.
- La diferencia entre ambos estados de desarrollo muestra que el **carrizo 2º año** posee una humedad ligeramente superior (51,3% de media) al **carrizo 3º año** (47,4% de media). No obstante, las diferencias son tan pequeñas que se puede considerar constante la humedad del carrizo durante los primeros años de desarrollo.
- El porcentaje de humedad del carrizo, tanto de **2º** como de **3º año**, está en consonancia con los obtenidos en el Filtro Verde V-30, no obstante, el crecimiento observado de la especie en el *Tancat de la Pipa* ha sido mediocre, no observándose propagación rastrera, ni el brote de nuevas matas durante los muestreos.

### **b) Lirio 1º, 2º y 3º año**

En la figura 73 se muestra una gráfica que representa el contenido de humedad de la especie *Iris* en función del tiempo. Los lirios de 1º y 2º año se corresponden con los ubicados en la celda fp3. Mientras que el lirio de 3º año con el plantado en la celda FG3.

**Figura 73: Contenido humedad del *Iris pseudacorus* en los filtros fp3 y FG3.**



De la figura 73 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La humedad contenida en el **lirio 1º año** varía entre el 79,1 % del mes de julio-2012 y 84,2 % del mes de noviembre-2013. La diferencia entre los valores no es muy elevada, por lo que se puede considerar la humedad constante a lo largo del periodo.
- En la especie **lirio 2º año** se ha medido una humedad que varía entre el valor mínimo del 72,9%, medido en julio-2012 y un valor máximo de 87,2 % medido en el mes de enero-2013. Se observa que en los tres primeros meses muestreados, el lirio posee una humedad prácticamente constante, aumentando de forma significativa en el mes de enero-2013. Este hecho puede estar relacionado con la floración de la especie, ya que ésta se produce en el mes de marzo, teniendo que movilizar para ello, la planta, grandes cantidades de nutrientes, siendo el agua el vehículo que utiliza toda especie vegetal para el transporte de los mismos.
- La humedad determinada en el **lirio 3º año** varía entre valores del 59,84 % del mes de septiembre-2012 y 68,55 % del mes de junio. Se observa un descenso acusado de la humedad en el mes de septiembre, probablemente provocado por la cercanía de los meses más fríos.

- En el *Iris pseudacorus* el estado de crecimiento con mayor humedad es el del **lirio 1º año**, seguido del **lirio 2º año**. Siendo el **lirio 3º año** el que menos humedad presenta de los tres estados de crecimiento. Este hecho sigue un comportamiento estándar en la naturaleza, donde a medida que las plantas se desarrollan, éstas aumentan la lignificación de sus tejidos y por tanto, disminuye su humedad.

### c) Carrizo 2º y 3º año & Lirio 1º, 2º y 3º año

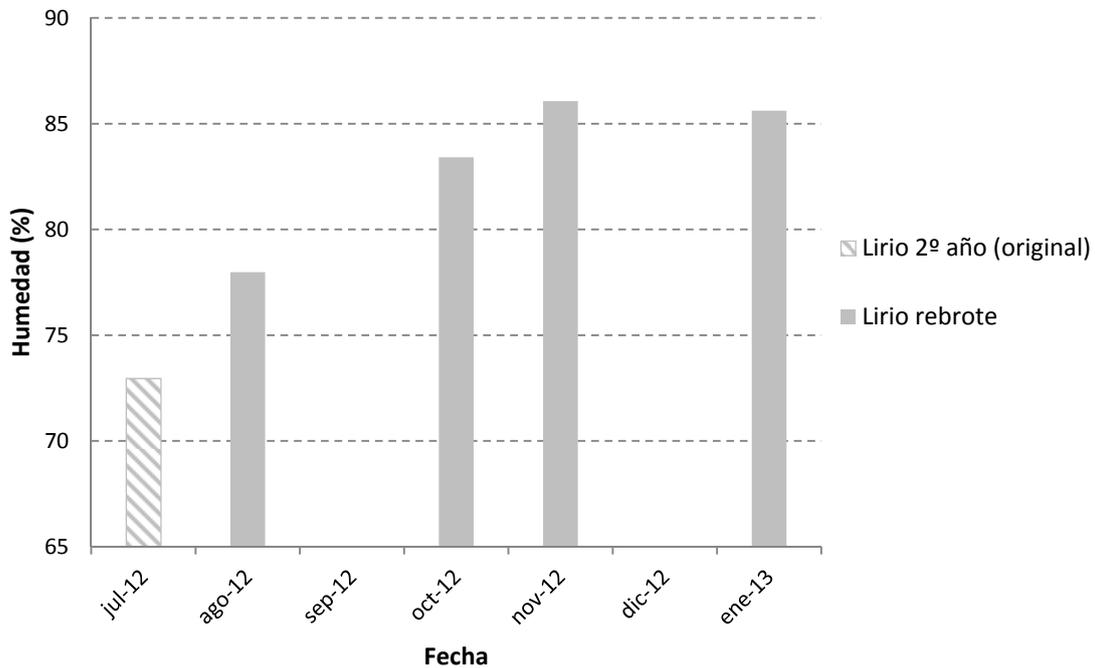
De la comparación entre las figuras 72 y 73 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- La especie **carrizo**, en sus dos estados de crecimiento, poseen menos humedad que la especie **lirio** en cualquiera de las tres etapas de desarrollo analizadas.
- Este hecho indica la superior lignificación de los tejidos del carrizo en comparación con los del lirio.
- Hay que destacar el lento e irregular crecimiento del **carrizo** en todos los filtros del *Tancat de la Pipa*, observándose todo lo contrario con el **lirio**, con un crecimiento rápido y constante a lo largo de los meses muestreados.

### d) Lirio de rebrote

En la figura 74 se muestra una gráfica que representa el contenido de humedad de la especie *Iris* en función del tiempo. En esta ocasión los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del **lirio de 2º año** situado en el filtro fp3.

Figura 74: Contenido de humedad del lirio de rebrote en los filtros fp3.



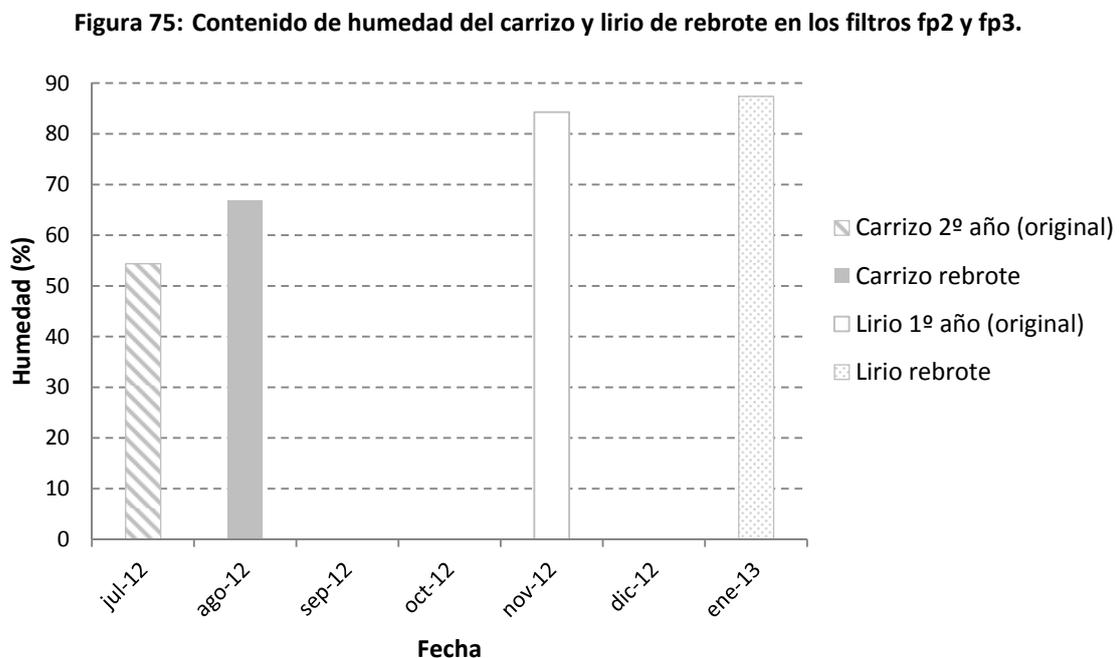
De la figura 74 se pueden sacar varias conclusiones:

- Los valores de humedad en el **lirio de rebrote** varían entre 86,1 % en la planta segada en noviembre-2012 y el 78,0 % en la planta cortada en el mes de agosto-2012.
- En general, y para los meses que existen datos, los individuos de rebrote poseen una humedad mayor que los homólogos de 2º año. Esto sigue el comportamiento normal en la naturaleza, donde las especies más jóvenes son también las menos lignificadas y por tanto, las que más agua contienen en sus tejidos.
- Según la figura 23, a más cortes realizados a la planta, más humedad contienen los rebrotes surgidos, aunque hay que destacar, no obstante, que las variaciones medidas son tan pequeñas que se puede considerar constante la humedad a lo largo de los meses muestreados.
- La humedad constante presente en los rebrotes, indica que las plantas rebrotan de forma óptima, creciendo los rebrotes una media de 0,45 m (datos disponibles en el apartado 8. *Anejos* del presente TFM), altura considerable teniendo en cuenta la existencia de muestreos en los meses más fríos del año. Este hecho también fue

constatado en campo, observando un crecimiento constante y vigoroso de los rebrotes corte tras corte.

### e) Carrizo y Lirio de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 75, una gráfica que representa el porcentaje de humedad en los tejidos vegetales en función del tiempo. Los datos grafiados se corresponden con los rebrotes surgidos tras los cortes de los individuos de las especies *Phragmites australis* de 2º año e *Iris pseudacorus* de 1º año situadas en fp2 y fp3 respectivamente.



De la figura 75 se pueden sacar varias conclusiones:

- El porcentaje de humedad presente en el **carrizo de rebrote** asciende a 66,9 %. Mayor que la humedad presente en cualquier planta madura de *Phragmites*, siendo éste un comportamiento frecuente en la naturaleza. Hay que remarcar que el **carrizo** volvió a rebrotar correctamente en el mes de agosto-2012, llegando a crecer 0,5 m de altura media (datos disponible en el apartado 8. *Anejos*). Tras un nuevo corte del rebrote en

agosto-2012, la planta volvió a brotar, aunque esta vez generando muy poco material vegetal, no volviendo a rebrotar más en todo el periodo de muestreo. Esto hecho puede ser debido a los problemas de crecimiento observados en todo el humedal artificial con el carrizo, con crecimientos muy pobres y lentos de las plantas.

- Si se compara la humedad presente en el **carrizo de rebrote** del *Tanquat de la Pipa*, con el generado por la especie rebrotada en el Filtro Verde V-30, se distingue que la humedad existente es mucho menor en el segundo humedal.
- La humedad presente en el **lirio de rebrote** asciende a 87,4 %, tras el corte del **lirio 1º año**. Esta humedad es muy similar a la obtenida en el individuo predecesor. Hay que remarcar que el **lirio** rebrotó con gran vigorosidad tras el corte, aún creciendo la planta en los meses más fríos del año.
- El **lirio de rebrote** de **1º año** (87,4 %) posee una humedad muy similar al **lirio de rebrote de 2º año** (85,6 %), cortado y rebrotado en las mismas fechas (enero-2013).
- Si se comparan las concentraciones entre especies, se distingue que el **carrizo de rebrote** posee menos humedad que cualquier **rebrote de lirio**, tanto los surgidos tras el corte del **lirio de 2º año** (ver figura 74) como el brotado tras el corte del **lirio de 1º año** (ver figura 75).

## f) Conclusiones

Desde el punto de vista de la humedad, y a la vista de los resultados obtenidos y conclusiones extraídas de las figuras, se puede aseverar que la especie más recomendable para plantar en un humedal artificial, de características similares al *Tanquat de la Pipa* es el **lirio**, puesto que, aunque el **carrizo** posee menos humedad en sus tejidos, esta especie desarrolla un crecimiento mediocre en las condiciones de inundación permanente de los filtros del *Tanquat de la Pipa*.

### 6.2.2 Biomasa seca

Los resultados obtenidos de la biomasa seca tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia*, *Phragmites australis*, e *Iris pseudacorus*, se pueden consultar en la tabla 36.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )
jun-12	FG3	Carrizo 3º año	6,84
	FG3	Lirio 3º año	1,42
jul-12	fp2	Carrizo 2º año	1,99
	fp3	Lirio 1º año	1,70
	fp3	Lirio 2º año	2,21
ago-12	fp2	Carrizo rebrote	0,63
	fp3	Lirio rebrote	0,22
	FG2	Carrizo 3º año	12,35
sep-12	fp3	Lirio 2º año	2,26
	fp3	Lirio rebrote	-
	FG3	Carrizo 3º año	14,00
	FG3	Lirio 3º año	1,28
oct-12	fp3	Lirio 2º año	3,35
	fp3	Lirio rebrote	0,24
	FG2	Carrizo 3º año	3,21
nov-12	fp2	Carrizo 2º año	4,96
	fp3	Lirio 1º año	1,65
	fp3	Lirio rebrote	0,21
ene-13	fp3	Lirio 2º año	1,98
	fp3	Lirio rebrote	0,11
	fp3	Lirio rebrote*	0,27
	fp3	Enea	0,14

\*Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

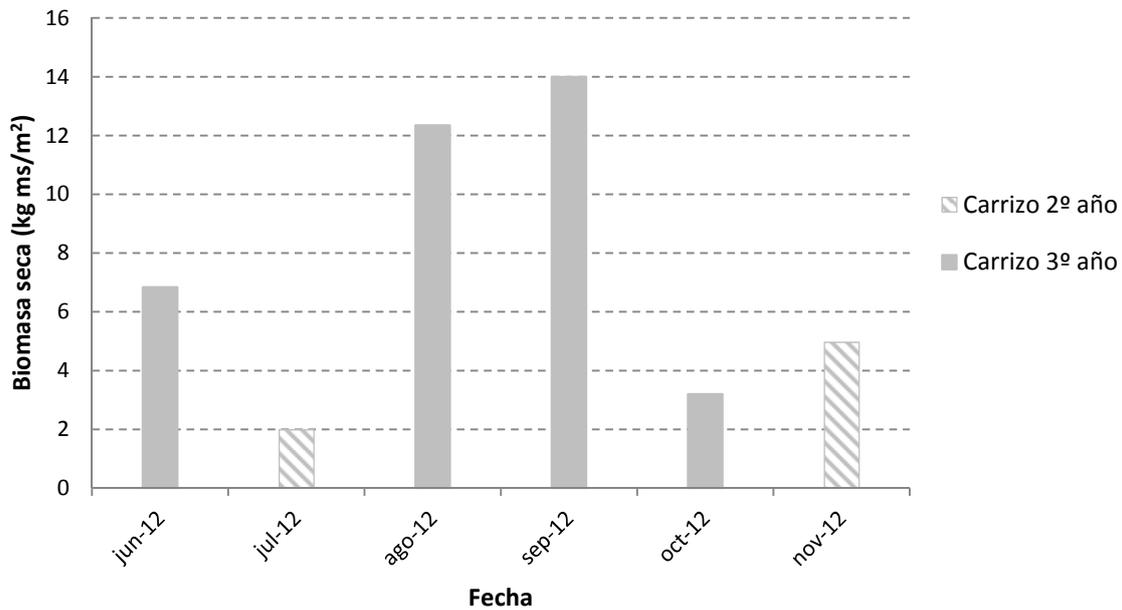
**Tabla 36: Biomasa seca en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior cabe destacar que el dato de biomasa seca del lirio de rebrote, cosechado en el filtro fp3 en el mes de septiembre-2012, no se ha podido determinar por falta de datos.

### a) Carrizo 2º y 3º año

En la figura 76 se muestra una gráfica que representa la biomasa seca de la especie carrizo en función del tiempo. El **carrizo de 2º año** representado se corresponde con el plantado en el filtro fp2. Mientras que el **carrizo de 3º año** se corresponde con el segado en las celdas FG2 y FG3.

**Figura 76: Biomasa seca del *Phragmites australis* en los filtros fp2, FG2 y FG3.**



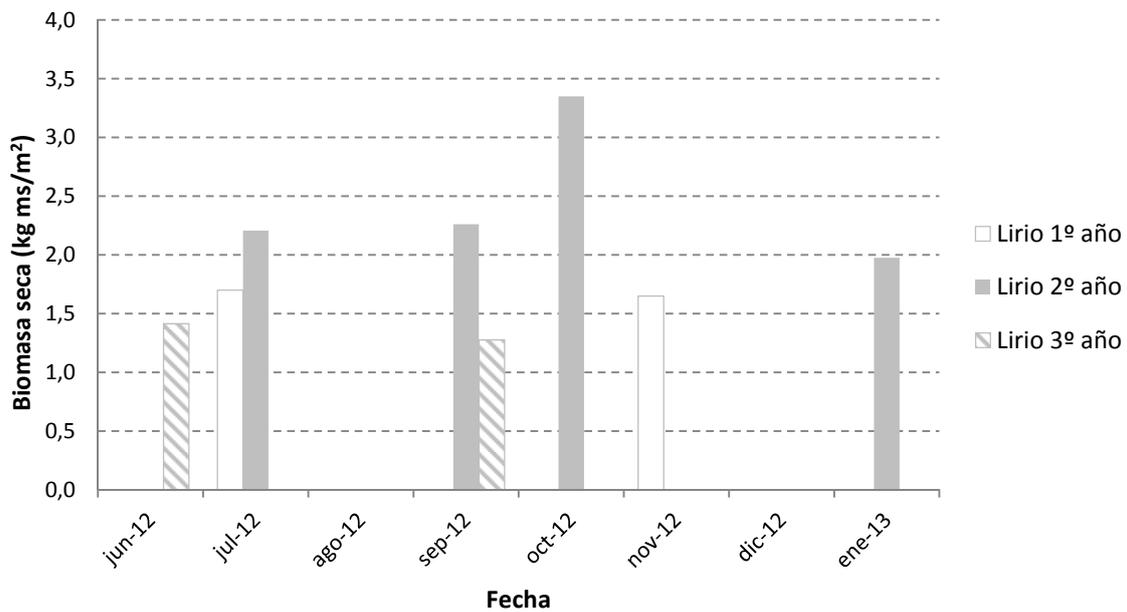
De la figura 76 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La biomasa seca presente en las muestras de **carrizo 2º año** se sitúa entre el 2,0 kg ms/m² del mes de julio-2012, y 4,9 kg ms/m² del mes de noviembre-2012. Se observa que el valor de biomasa más bajo se corresponde con el inicio del verano, mientras que el más elevado se observa en otoño. A falta de más datos intermedios, esto se corresponde con el comportamiento más frecuente en la naturaleza, puesto que la planta va creciendo y desarrollándose durante los meses de verano, aumentando de esta forma su biomasa seca.
- La biomasa seca determinada en la especie **carrizo 3º año** se sitúa entre 3,2 kg ms/m² del mes de octubre-2012 y 14,0 kg ms/m² del mes de septiembre-2012. En el gráfico se puede observar lo que parece ser un dato anómalo en el mes de octubre-2012, puesto que la biomasa debería ser más elevada en ese mes. Esto puede ser debido a que se tomó una planta en el filtro fG2 poco representativa del estado general del filtro. El resto de datos parecen seguir el comportamiento normal en la naturaleza, con una menor biomasa al inicio de verano, ascendiendo ésta a medida que transcurren los meses de calor.

- Según la bibliografía consultada la producción de biomasa seca por parte del *Phragmites*, varía entre 2 kg ms/m<sup>2</sup> y 3 kg ms /m<sup>2</sup> y según análisis realizados por Hofmann (1986) y Ennabili *et al.* (1998). Según estudio realizado por Solano (2003) la biomasa seca del carrizo varía entre 0,3 k ms/m<sup>2</sup> y 1,2 kg ms/m<sup>2</sup>. La biomasa determinada se encuentran por encima de los rangos publicados en la bibliografía, probablemente debido a la elevada cantidad de nutrientes presentes en el agua influente al humedal artificial. También hay que tener en cuentas los diferentes estados de desarrollo de las especies analizadas en la bibliografía.
- La diferencia entre ambos estados de desarrollo muestra que el **carrizo 2º año** posee una biomasa seca notablemente inferior (3,45 kg ms/m<sup>2</sup> de media) al **carrizo 3º año** (9,10 kg ms/m<sup>2</sup> de media). Este hecho está directamente relacionado con el desarrollo general de las plantas, siendo las plantas de **3º año** más maduras, con sistemas radiculares más desarrollados, permitiendo la generación de más biomasa seca.
- La biomasa seca generada en el *Tancat de la Pipa*, tanto de **2º año**, como de **3º año**, difieren de los obtenidos en el Filtro Verde V-30 (1,32 kg ms/m<sup>2</sup> de media), esto puede ser debido a que las plantas del Filtro Verde V-30 son muy inmaduras, clasificándose como carrizo de 1º año. Además, el agua influente del Filtro Verde V-30 posee unas concentraciones mucho menores de nutrientes, siendo por tanto racionales los resultados. No obstante, el crecimiento de la especie en el *Tancat de la Pipa* ha sido mediocre, no observándose propagación rastrera, ni el brote de nuevas matas durante los muestreos. Todo lo contrario de lo observado en el Filtro Verde V-30.

## b) Lirio 1º, 2º y 3º año

En la figura 77 se muestra una gráfica que representa la biomasa seca de la especie *Iris* en función del tiempo. Los **lirios de 1º y 2º año** se corresponden con los ubicados en la celda fp3. Mientras que el lirio de **3º año** con el plantado en la celda FG3.

Figura 77: Biomasa seca del *Iris pseudacorus* en los filtros fp3 y FG3.

De la figura 77 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La biomasa seca del **lirio 1º año** varía entre el 1,7 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012 y 1,6 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de noviembre-2013. La diferencia entre los valores no es muy elevada por lo que se puede considerar que la biomasa seca permanece constante a lo largo del periodo. Éste es un hecho poco frecuente en la naturaleza, donde a medida que transcurren los meses (sobre todo los de verano, más favorables para el crecimiento), aumenta la biomasa. Una explicación a este hecho es que la planta llegue a un tope de biomasa seca por año de crecimiento, para desarrollar entonces su sistema radicular.
- En la especie **lirio 2º año** se ha determinado una biomasa seca que varía entre un valor mínimo del 1,9 kg ms/m<sup>2</sup>, medido en enero-2013 y un valor máximo de 3,3 kg ms/m<sup>2</sup> medido en el mes de octubre-2012. Es de destacar que el dato del mes de octubre-2012, vuelve a desmarcarse del resto de valores, al igual que ocurriría con el parámetro de humedad, esto puede ser debido a que se seleccionó una planta de 2º año poco representativa del filtro. En el resto de valores se observa una biomasa prácticamente

constante a lo largo de los meses, ratificándose la hipótesis expuesta para el lirio de 1º año.

- La biomasa seca determinada en el **lirio 3º año** varía entre 1,3 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012 y 1,4 kg ms/m<sup>2</sup> del mes de junio-2012. Considerándose prácticamente constante la biomasa seca de la planta durante el periodo muestreado.
- No existen datos bibliográficos sobre la biomasa generada por parte del *Iris pseudacorus*, utilizado como planta macrófita en humedales artificiales, que puedan servir de comparación con los obtenidos en el *Tancat de la Pipa*.
- En el *Iris pseudacorus* el estado de crecimiento con mayor biomasa seca es el **lirio 2º año**, seguido muy de cerca por el **lirio 1º año**. Siendo el **lirio 3º año** el que menos biomasa genera de los tres estados. Este hecho no sigue un comportamiento frecuente en la naturaleza, puesto que a medida que las plantas se desarrollan, éstas aumentan la lignificación de sus tejidos y por tanto, aumentan su biomasa seca.
- El suceso que más resalta de la figura 23, es que la biomasa seca permanece prácticamente constante a lo largo de cada uno de los tres estados de crecimiento.

### c) Carrizo 2º y 3º año & Lirio 1º, 2º y 3º año

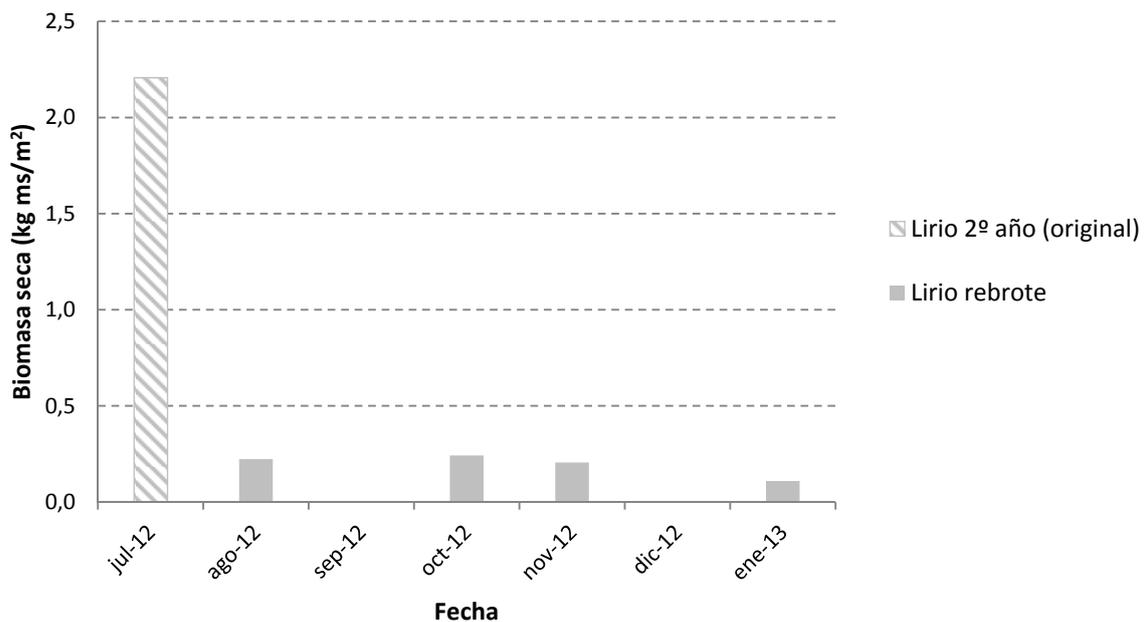
De la comparación entre las figuras 76 y 77 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- La especie **carrizo**, en sus dos estados de crecimiento, generan más biomasa seca que la especie *Iris* en cualquiera de las tres etapas de desarrollo analizados.
- Este hecho indica que el crecimiento del carrizo es mayor, debido principalmente, a sus características botánicas, obteniendo de esta forma, una considerable ventaja con respecto al lirio.
- Hay que destacar el lento e irregular crecimiento del **carrizo** en todos los filtros del *Tancat de la Pipa*. Observándose todo lo contrario con el lirio, con un crecimiento rápido y constante a lo largo de los meses muestreados.

#### d) Lirio de rebrote

En la figura 78 se muestra una gráfica que representa la biomasa seca de la especie *Iris* en función del tiempo. En esta ocasión, los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del lirio de 2º año situado en el filtro fp3.

Figura 78: Biomasa seca del lirio de rebrote en el filtro fp3.



De la figura 78 se pueden sacar varias conclusiones:

- Los valores de biomasa seca del **lirio de rebrote** varían entre 0,24 kg ms/m<sup>2</sup> en la planta segada en octubre-2012 y el 0,11 kg ms/m<sup>2</sup> en la planta cortada en el mes de enero-2013.
- Los individuos de **rebrote** presentan una biomasa inferior a sus homólogos de **2º año**. Esto sigue el comportamiento normal en la naturaleza, donde las especies más jóvenes son también las menos lignificadas y por tanto, las que más agua contienen en sus tejidos.
- Según la figura 78, y tras haber sometido a la planta a repetidos cortes, ésta sigue rebrotando, generando prácticamente la misma masa seca en cada rebrote. A

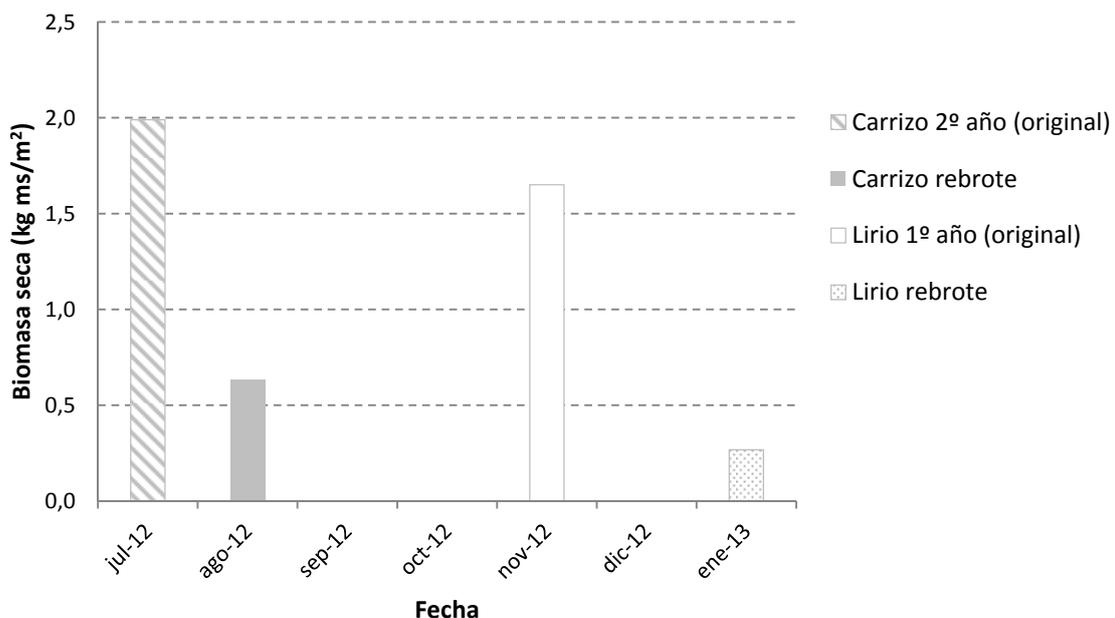
excepción del mes de enero, donde se observa un descenso de la biomasa seca generada, posiblemente generado por un desgaste de la planta, o a que el crecimiento se produce durante los meses más fríos del año.

- El hecho de que la biomasa seca sea prácticamente constante en los rebrotes surgidos, indica que las plantas rebrotan de forma óptima, resultándole indiferente los repetidos cortes a la que se ve sometida. Además, a la planta parece no afectarle de forma significativa, en cuanto a la generación de biomasa seca se refiere, los meses más fríos del año. Este hecho también fue constatado en campo, observando un crecimiento constante y vigoroso de los rebrotes corte tras corte.

### e) Carrizo y Lirio de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 79, una gráfica que representa la biomasa seca de las plantas recolectadas en función del tiempo. Los datos grafados se corresponden con los rebrotes surgidos tras los cortes de los individuos de las especies *Phragmites australis* de 2º año e *Iris pseudacorus* de 1º año situadas en fp2 y fp3 respectivamente.

Figura 79: Biomasa seca del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.



De la figura 79 se pueden sacar varias conclusiones:

- La biomasa seca presente en el **carrizo de rebrote** asciende a  $0,6 \text{ kg ms/m}^2$ , mucho menor que la biomasa generada por cualquier planta madura de *Phragmites* tanto de 2º como de 3º año. Hay que remarcar que el carrizo volvió a rebrotar correctamente en el mes de agosto-2012, llegando a crecer 0,5 m de altura media (datos disponible en el apartado 8. *Anejos*). Tras un nuevo corte del rebrote en agosto-2012, la planta rebrota, aunque esta vez generando muy poco material vegetal. No volviendo a rebrotar más en todo el periodo de muestreo. Esto hecho puede ser debido a los problemas de crecimiento observados en todo el humedal artificial con el carrizo, con crecimientos muy pobres y lentos de las plantas.
- Si se compara la biomasa seca en el carrizo de rebrote del *Tancat de la Pipa*, con el generado por la especie rebrotada en el Filtro Verde V-30, se observa que la biomasa es mucho mayor en el segundo humedal. Siendo de  $3,35 \text{ kg ms/m}^2$  en el caso del primer rebrote de carrizo (ver figura 57, dato julio-2012) en el Filtro Verde V-30. Aumentando de forma considerable la biomasa seca tras el siguiente corte (ver figura 57, dato agosto-2012). Este hecho aporta información sobre los diferentes estados de desarrollo y adaptación de la especie a los dos humedales artificiales, siendo esta adaptación óptima en el caso del Filtro Verde V-30, y mediocre en el caso del *Tancat de la Pipa*.
- La biomasa seca presente en el **lirio de rebrote** asciende a  $0,25 \text{ kg ms/m}^2$ , tras el corte de individuo de **1º año**. Esta masa es muy similar a la que presentaban los rebrotes de **lirio de 2º año**. Por tanto, se puede concluir que la edad del **lirio**, no es un factor determinante en la cantidad de biomasa seca que genera tras el rebrote. Hay que remarcar que el **lirio** rebrotó con gran vigorosidad tras el corte, aún creciendo la planta en los meses más fríos del año.
- Si se comparan las concentraciones entre especies, se observa que el **carrizo de rebrote** presenta más biomasa seca que cualquier rebrote de lirio, tanto los surgidos tras el corte del lirio de 2º año (ver figura 78) como el brotado tras el corte del lirio de 1º año (ver figura 79). Aunque tal y como se ha comentado anteriormente, la viabilidad del

carrizo, tras dos cortes seguidos, se vio comprometida. Todo lo contrario que sucedió en el lirio, rebrotando de forma vigorosa y constante, tras cuatro cortes seguidos.

## f) Conclusiones

Desde el punto de vista de la biomasa seca, y a la vista de los resultados obtenidos y conclusiones extraídas de las figuras, se puede aseverar que la especie más recomendable para plantar en un humedal artificial, de características similares al *Tanquet de la Pipa*, es el **lirio**, puesto que genera menos biomasa seca, que el carrizo. Además rebrota y crece de forma ágil y rápida, no viéndose comprometida la viabilidad de las plantas en ningún momento en los filtros muestreados. Por el contrario, el **carrizo** genera más biomasa seca, desarrollando esta especie, un crecimiento mediocre en las condiciones de inundación permanente de los filtros del *Tanquet de la Pipa*.

### 6.2.3 Concentración de nitrógeno Kjeldahl

Los resultados obtenidos de la concentración de nitrógeno Kjeldahl tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia*, *Phragmites australis*, e *Iris pseudacorus*, se pueden consultar en la tabla 37.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT (mg N/kg ms)	NKT (g N/m <sup>2</sup> )	Desviación estándar
jun-12	FG3	Carrizo 3º año	12.221,66	83,60	2,68
	FG3	Lirio 3º año	13.276,00	19,28	9,58
jul-12	fp2	Carrizo 2º año	14.921,37	29,69	2,29
	fp3	Lirio 1º año	10.355,27	17,60	1,96
	fp3	Lirio 2º año	7.107,84	15,71	1,06
ago-12	fp2	Carrizo rebrote	22.780,22	14,35	0,51
	fp3	Lirio rebrote	11.144,28	2,45	0,08
	FG2	Carrizo 3º año	8.030,44	99,18	7,16
sep-12	fp3	Lirio 2º año	6.473,51	14,63	3,14
	fp3	Lirio rebrote	17.371,96	-	-
	FG3	Carrizo 3º año	9.587,36	134,22	12,98
	FG3	Lirio 3º año	5.326,31	6,82	0,59

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT (mg N/kg ms)	NKT (g N/m <sup>2</sup> )	Desviación estándar
oct-12	fp3	Lirio 2º año	11.963,71	40,08	4,27
	fp3	Lirio rebrote	18.273,34	4,39	0,17
	FG2	Carrizo 3º año	16.634,47	53,40	4,46
nov-12	fp2	Carrizo 2º año	8.680,64	43,06	2,84
	fp3	Lirio 1º año	13.192,86	21,77	0,76
	fp3	Lirio rebrote	17.699,74	3,72	0,02
ene-13	fp3	Lirio 2º año	12.768,43	25,28	0,73
	fp3	Lirio rebrote	21.783,56	2,40	0,14
	fp3	Lirio rebrote*	25.023,20	6,75	0,04
	fp3	Enea	5.497,44	0,77	0,13

\*Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

**Tabla 37: Concentración de nitrógeno Kjeldahl en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior cabe destacar que el dato de concentración de nitrógeno Kjeldahl, en g N/m<sup>2</sup>, del lirio de rebrote, cosechado en el filtro fp3 en el mes de septiembre-2012, no se ha podido determinar por falta de datos. De la tabla 37, se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- En la especie **carrizo**, tanto de **2º año** como de **3º año**, la concentración de NKT analizada varía entre los 8.030 mg N/kg ms, en el mes de agosto-2012 y los 16.634 mg N/kg ms, del mes de octubre-2012. Según la bibliografía consultada, la concentración de nitrógeno en el *Phragmites* varía según diferentes autores entre 32.000 mg N/kg ms (Tanner, 1995), 7.500 mg N/ kg ms (Adcock ang Ganf, 1994) y 15.000-26.000 mg N/kg ms (Burgoon *et al.*, 1991).
- Los resultados obtenidos tras el análisis de la concentración de nitrógeno en el *Phragmites australis* son menores que los estudiados en la revisión bibliográfica. Esto puede estar motivado por el poco desarrollo de las plantas, con unos crecimientos frágiles. Además, hay que tener en cuenta que el agua influente del *Tancat de la Pipa* posee una elevada concentración de nutrientes, no siendo capaz de asimilarlos la vegetación. Prueba de ello es que los datos obtenidos de concentración de nitrógeno en los tejidos vegetales del carrizo, se aproximan a los obtenidos, por la misma especie,

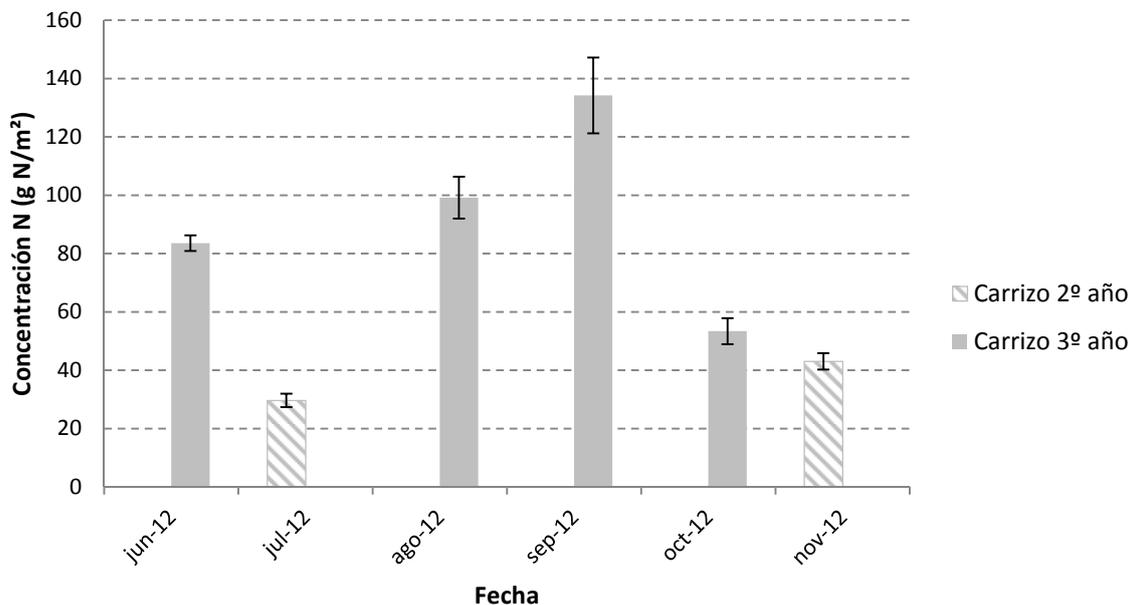
en el Filtro Verde V-30 con una carga de nutrientes en el agua influente, mucho más baja, pero con una vegetación con mayor desarrollo.

- No existen datos bibliográficos sobre la concentración de NKT en los tejidos del *Iris pseudacorus*, utilizado como planta macrófita en humedales artificiales, que puedan servir de comparación con los obtenidos en el *Tanquet de la Pipa*.

### a) Carrizo 2º y 3º año

En la figura 80 se muestra una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl de la especie **carrizo** en función del tiempo. El **carrizo de 2º año** representado se corresponde con el plantado en el filtro fp2. Mientras que el **carrizo de 3º año** se corresponde con el segado en las celdas FG2 y FG3.

Figura 80: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del *Phragmites australis* en los filtros fp2, FG2 y FG3.



De la figura 80 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La concentración de nitrógeno Kjeldahl presente en las muestras de **carrizo 2º año** se sitúa entre 29,7 g N/m² del mes de julio-2012 y 43,1 g N/m² del mes de noviembre-

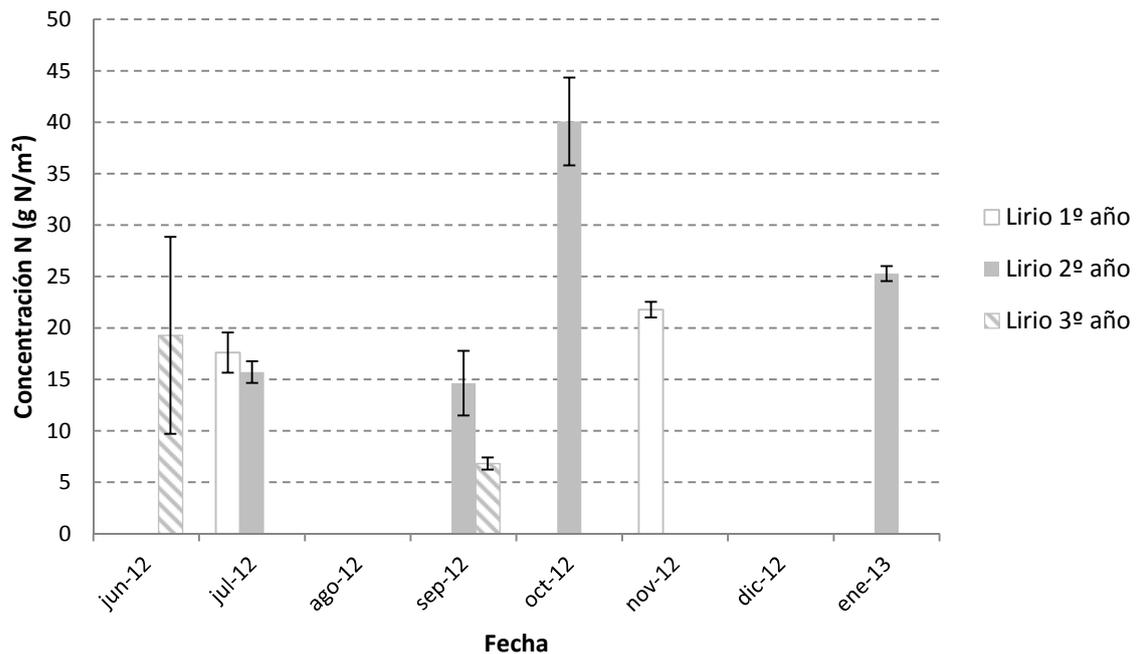
2012. Se observa que el valor de concentración más elevado se corresponde con el periodo de senescencia de la planta en otoño. A falta de más datos intermedios, no se pueden extraer conclusiones al respecto.

- La concentración de nitrógeno Kjeldahl determinada en la especie **carrizo 3º año** se sitúa entre 53,4 g N/m<sup>2</sup> del mes de octubre-2012 y 134,2 g N/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012. En el gráfico se puede observar lo que parece ser el comportamiento más frecuente en la naturaleza, comenzando el verano con una concentración baja de nitrógeno, para ir aumentando poco a poco a medida que avanza el desarrollo de la planta. Mostrando un pico de concentración en el mes de septiembre, cuando se produce la floración de la especie, siendo necesarios compuestos nitrogenados para llevarse a cabo. Descendiendo posteriormente la concentración de NKT en los meses de otoño, con la senescencia de la planta.
- La diferencia entre ambos estados de desarrollo, muestra que el **carrizo 2º año** posee una concentración de nitrógeno notablemente inferior (25,7 g N/m<sup>2</sup> de media) a la del **carrizo 3º año** (92,4 g N/m<sup>2</sup> de media). Este hecho está directamente relacionado con el desarrollo general de las plantas, siendo las plantas de **3º año** más maduras, con sistemas radiculares más desarrollados, permitiendo la captación de más compuestos nitrogenados del medio. Además según el apartado anterior, el **carrizo maduro** posee más biomasa seca que el **carrizo 2º año**, siendo por tanto lógico el resultado si se mide la concentración por metro cuadrado de humedal.
- La concentración de nitrógeno determinada en el **carrizo** del *Tancat de la Pipa*, tanto de **2º año** como de **3º año**, difieren de los obtenidos en el Filtro Verde V-30 (15,5 g N/m<sup>2</sup> de media), esto puede ser debido a que las plantas del Filtro Verde V-30 son muy inmaduras, clasificándose como carrizo de 1º año, además el agua influente del Filtro Verde V-30 posee unas concentraciones mucho menores de nutrientes, siendo por tanto, racionales los resultados. No obstante, el crecimiento observado de la especie en el *Tancat de la Pipa* ha sido mediocre, no observándose propagación rastrera, ni el brote de nuevas matas durante los muestreos, todo lo contrario de lo observado en el Filtro Verde V-30.

## b) Lirio 1º, 2º y 3º año

En la figura 81 se muestra una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl de la especie *Iris* en función del tiempo. Los lirios de 1º y 2º año se corresponden con los ubicados en la celda fp3. El lirio de 3º año con el plantado en la celda FG3.

Figura 81: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del *Iris pseudacorus* en los filtros fp3 y FG3.



De la figura 81 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La concentración de nitrógeno del **lirio 1º año** varía entre 17,6 g N/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012 y 21,8 g N/m<sup>2</sup> del mes de noviembre-2013. La diferencia entre los valores no es muy elevada por lo que se puede considerar que la concentración permanece constante a lo largo de los meses.
- Los individuos de **lirio 2º año** se ha determinado una concentración de nitrógeno que varía entre un valor mínimo del 14,6 g N/m<sup>2</sup>, medido en septiembre-2012 y un valor máximo de 40,1 g N/m<sup>2</sup> medido en el mes de octubre-2012. En los meses de verano se observa como la concentración permanece constante a lo largo del periodo. Es de

destacar que el dato del mes de octubre-2012, se desmarca del resto de valores, (al igual que ocurría con el parámetro de humedad y biomasa seca), esto puede ser debido a que se seleccionó una planta de **lirio de 2º año** poco representativa del filtro. En el mes de enero se observa como la concentración de nitrógeno se eleva, esto puede estar motivado por la cercanía del periodo de floración, la cual necesita compuestos nitrogenados para llevarse a cabo.

- La concentración de nitrógeno en el **lirio 3º año** varía entre 6,8 g N/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012 y 19,3 g N/m<sup>2</sup> del mes de junio-2012. Observándose un descenso notable de la concentración a finales de verano, posiblemente debido a la translocación de nutrientes a los rizomas de la planta.
- En el *Iris pseudacorus* el estado de crecimiento con mayor concentración de nitrógeno es el **lirio 2º año**, seguido muy de cerca por el **lirio 1º año**. Siendo el **lirio 3º año** el que menos concentración presenta de las tres etapas de crecimiento. Este hecho indica que no es conveniente dejar crecer las plantas hasta el **3º año** de desarrollo, puesto que las concentraciones de nitrógeno en los tejidos disminuyen. La diferencia de concentraciones entre los **lirios de 1º y 2º año** no son muy elevadas, (19,6 g N/m<sup>2</sup> de media **lirio 1º año** y 23,8 g N/m<sup>2</sup> de media **lirio 2º año**) resultando, por tanto, recomendable el cosechado de la vegetación en el primer año de desarrollo de la planta. Además según se desprende del apartado anterior, el **lirio de 1º año** genera una menor biomasa seca que el **lirio de 2º año**, resultando unos menores costes de cosechado y gestión de los residuos vegetales.

### c) Carrizo 2º y 3º año & Lirio 1º, 2º y 3º año

De la comparación entre las figuras 80 y 81 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

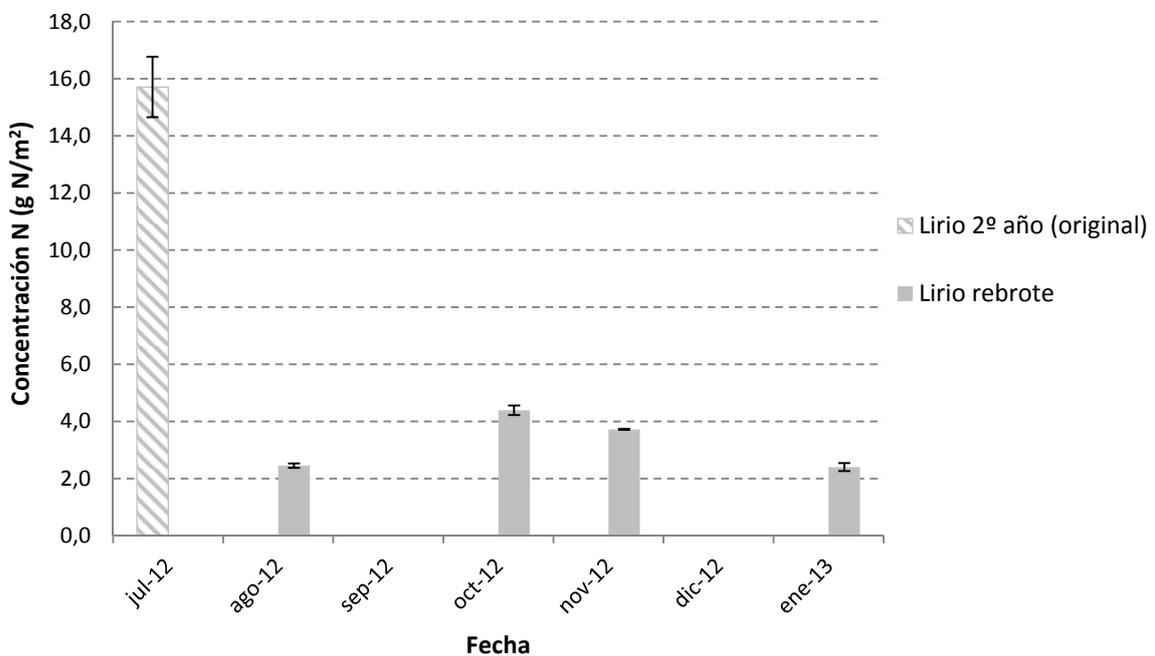
- La especie **carrizo**, en sus dos estados de crecimiento, capta más nitrógeno del sistema (de media) que la especie *Iris* en cualquiera de los tres etapas de crecimiento analizadas.

- Este suceso está motivado por el hecho que el **carrizo** presenta más biomasa por metro cuadrado de humedal, siendo ésta una característica botánica del *Phragmites*, obteniendo de esta forma, una considerable ventaja con respecto al **lirio**.
- Hay que destacar el lento e irregular crecimiento del **carrizo** en todos los filtros del *Tancat de la Pipa*, observándose todo lo contrario en el **lirio**, con un crecimiento rápido y constante a lo largo de los meses muestreados.

#### d) Lirio de rebrote

En la figura 82 se muestra una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl en la especie *Iris* en función del tiempo. En esta ocasión los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del **lirio de 2º año** situado en el filtro fp3.

Figura 82: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del lirio de rebrote en el filtro fp3.

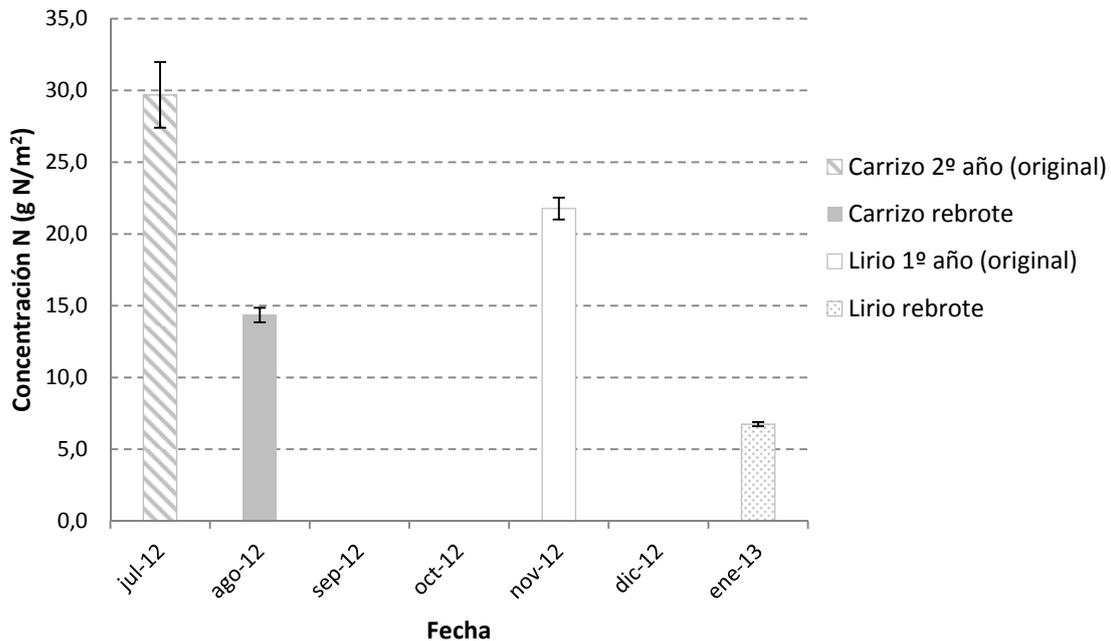


De la figura 82 se pueden sacar varias conclusiones:

- Los valores de concentración de nitrógeno en el **lirio de rebrote** varían entre 2,4 g N/m<sup>2</sup> en la planta segada en enero-2012 y 4,4 g N/m<sup>2</sup> en la planta cortada en el mes de octubre-2013.
- Los individuos de **rebrote** presentan una concentración inferior a las plantas no segadas de **2º año**. Esto es debido principalmente a que la biomasa de los **rebrotos** son muy bajas y la concentración está expresada por metro cuadrado de humedal. Sin embargo, sí se observan las concentraciones de nitrógeno en mg N/kg ms, mostradas en la tabla 37 se revela que las concentraciones de nitrógeno, son mucho mayores en las especies rebrotadas, que en los especímenes más longevos.
- Según la figura 23, se observa que tras haber sometido a la planta a repetidos cortes, ésta sigue rebrotando absorbiendo cantidades considerables de nitrógeno del medio. Se observa a partir del mes de octubre un descenso en la concentración de NKT en los tejidos, posiblemente sea debido a un desgaste de la planta o al hecho de que la planta está rebrotando durante los meses más fríos del año, poseyendo un menor vigor en su crecimiento. Hecho constatado con las alturas medias de las plantas cosechadas (datos disponibles en el apartado 8. *Anejos*), donde se observa cómo, a partir del mes de octubre, las plantas rebrotadas tienen cada vez una menor altura.

### e) Carrizo y Lirio de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 83, una gráfica que representa la concentración de nitrógeno Kjeldahl de las plantas recolectadas en función del tiempo. Los datos grafados se corresponden con los rebrotos surgidos tras los cortes de los individuos de las especies ***Phragmites australis* de 2º año** e ***Iris pseudacorus* de 1º año**, situadas en fp2 y fp3 respectivamente.

**Figura 83: Concentración de nitrógeno Kjeldahl del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.**

De la figura 83 se pueden sacar varias conclusiones:

- La concentración de nitrógeno presente en el **carrizo de rebrote** asciende a 14,4 g N/m<sup>2</sup>, concentración de NKT menor que la determinada en cualquier planta no segada de *Phragmites* del humedal. Hay que remarcar que el carrizo volvió a rebrotar correctamente en el mes de agosto-2012, llegando a crecer 0,5 m de altura media (datos disponible en el apartado 8. *Anejos*). Tras un nuevo corte del rebrote, en agosto-2012, la planta volvió a brotar, aunque esta vez generando muy poco material vegetal; al ser cortada de nuevo, la planta no volvió a brotar en todo el periodo de muestreo.
- Si se comparan la concentración de nitrógeno en el **carrizo de rebrote** del *Tancat de la Pipa*, con el generado por la especie rebrotada en el Filtro Verde V-30, se observa que la concentración de NKT es mucho mayor en el segundo humedal. Obteniendo en el Filtro Verde V-30 una concentración de 68,8 g N/m<sup>2</sup> tras el primer **rebrote de carrizo** (ver figura 60, dato julio-2012) y de 58,1 g N/m<sup>2</sup> tras el siguiente corte (ver figura 60, dato agosto-2012). Hay que destacar además, que en los rebrotos del Filtro Verde V-30, las concentraciones de nitrógeno siempre eran superiores a los homólogos más

maduros, ocurriendo en el *Tanquet de la Pipa* todo lo contrario. Este hecho aporta información sobre los diferentes estados de desarrollo y adaptación de la especie a los dos humedales artificiales, siendo esta adaptación óptima en el caso del Filtro Verde V-30, y mediocre en el caso del *Tanquet de la Pipa*.

- La concentración de nitrógeno Kjeldahl en el **lirio de rebrote** asciende a 6,8 g N/m<sup>2</sup>, tras el corte de individuo de **1º año**. Esta concentración es prácticamente el triple que la que presenta el **lirio de rebrote de 2º año**, rebrotado en el mismo mes (ver figura 82, dato enero-2013). Si bien es cierto que este rebrote de **lirio de 2º año**, arrastra un efecto desgaste en la planta a tener en cuenta. No obstante, el primer **rebrote del lirio de 2º año** segado en el mes de agosto-2012 (ver figura 82), tampoco llega a los niveles de concentración de nitrógeno alcanzados por el **rebrote del lirio 1º año**, aún teniendo que crecer este último durante los meses más fríos del año.
- Por todo lo anterior, se puede concluir que es más conveniente el corte y cosechado de las plantas de **lirio** en el primer año de desarrollo, puesto que generan menos biomasa, y absorben más nitrógeno del medio.
- Si se comparan las concentraciones entre especies, se distingue que el **carrizo de rebrote** presenta más concentración de nitrógeno en sus tejidos, que cualquier rebrote de lirio, tanto los surgidos tras el corte del **lirio de 2º año** (ver figura 82) como el brotado tras el corte del **lirio de 1º año** (ver figura 83). Esto es debido. Fundamentalmente, a que el carrizo desarrolla mucha más biomasa que el lirio. Aunque tal y como se ha comentado anteriormente, la viabilidad del carrizo, tras dos cortes seguidos, se vio comprometida. Todo lo contrario sucedió en el lirio, rebrotando de forma vigorosa y constante tras cuatro cortes seguidos.

## f) Conclusiones

Desde el punto de vista de la concentración de nitrógeno Kjeldahl, y a la vista de los resultados obtenidos y conclusiones extraídas de las figuras, se puede aseverar que la especie más recomendable para plantar en un humedal artificial, de características similares al *Tanquet de la Pipa*, es el **lirio**, puesto que aunque almacena una menor concentración de NKT en sus tejidos, el **Iris** crece de forma ágil y rápida, no viéndose comprometida la viabilidad de la plantas en

ningún momento en los filtros muestreados. Por el contrario, el **carrizo** almacena en sus tejidos una mayor concentración de NKT, aunque desarrolla un crecimiento mediocre en las condiciones de inundación permanente de los filtros del *Tancat de la Pipa*.

La recomendación de cosechado del **lirio**, se establece en dos cortes por año, uno a finales de abril, justo después de la floración, y otro en el mes de septiembre. Aunque tal y como se ha comprobado, el **lirio** se adapta a todos los calendarios de cosechado, al rebrotar en todas las estaciones del año.

#### 6.2.4 Concentración de fósforo

Los resultados obtenidos de la concentración de fósforo tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia*, *Phragmites australis*, e *Iris pseudacorus*, se pueden consultar en la tabla 38.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	P (mg P/kg ms)	P (g P/m <sup>2</sup> )	Desviación estándar
jun-12	FG3	Carrizo 3º año	1.329,18	8,68	0,31
	FG3	Lirio 3º año	1.069,16	2.13	0,81
jul-12	fp2	Carrizo 2º año	1.524,47	3,03	0,11
	fp3	Lirio 1º año	2.067,14	3,51	0,01
	fp3	Lirio 2º año	1.697,25	3,75	0,05
ago-12	fp2	Carrizo rebrote	2.292,21	1,44	0,02
	fp3	Lirio rebrote	2.689,60	0,59	0,01
	FG2	Carrizo 3º año	1.007,32	12,44	0,22
sep-12	fp3	Lirio 2º año	1.584,96	3,58	0,05
	fp3	Lirio rebrote	2.135,27	-	-
	FG3	Carrizo 3º año	975,00	13,65	0,20
	FG3	Lirio 3º año	1.329,77	1,70	0,03
oct-12	fp3	Lirio 2º año	1.887,50	6,32	0,11
	fp3	Lirio rebrote	3.744,72	0,90	0,02
	FG2	Carrizo 3º año	1.464,89	4,70	0,11
nov-12	fp2	Carrizo 2º año	1.099,92	5,46	0,03
	fp3	Lirio 1º año	2.242,22	3,70	0,01
	fp3	Lirio rebrote	4.209,16	0,88	0,00

Fecha	Pto. muestreo	Especie	P (mg P/kg ms)	P (g P/m <sup>2</sup> )	Desviación estándar
ene-13	fp3	Lirio 2º año	1.919,66	3,80	0,07
	fp3	Lirio rebrote	4.004,70	0,44	0,01
	fp3	Lirio rebrote*	3.979,59	1,07	0,04
	fp3	Enea	627,28	0,09	0,00

\*Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

**Tabla 38: Concentración de fósforo en la vegetación muestreada.**

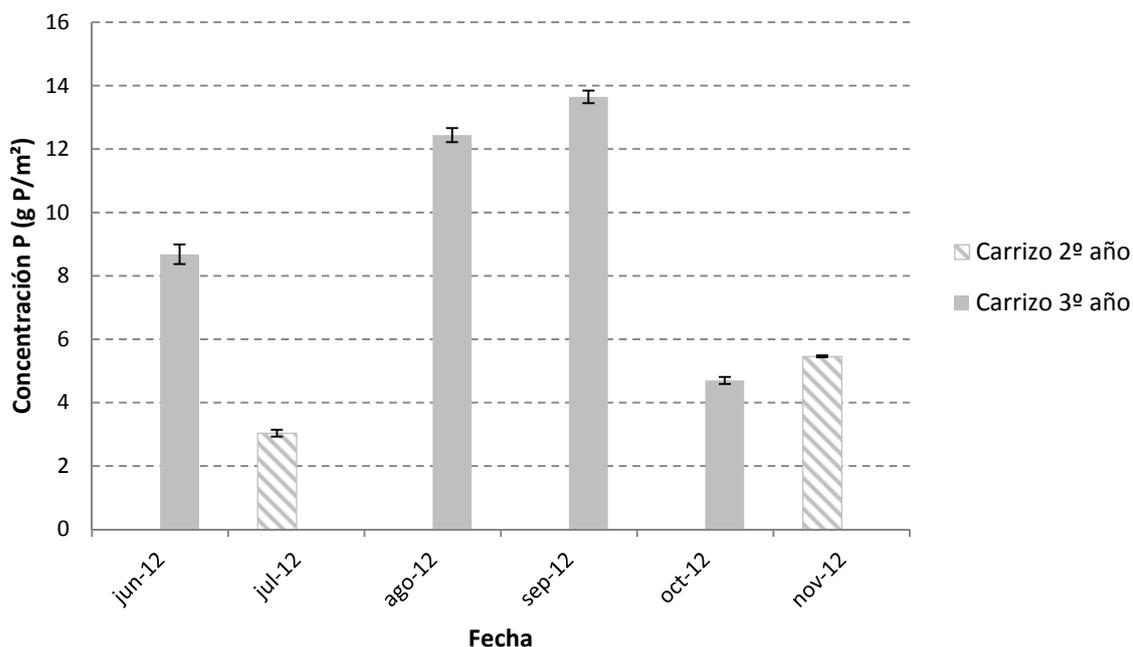
De la tabla anterior cabe destacar que el dato de concentración de fósforo, en g P/m<sup>2</sup>, del **lirio de rebrote**, cosechado en el filtro fp3 en el mes de septiembre-2012, no se ha podido determinar por falta de datos. De la tabla 23, se pueden extraer los siguientes comentarios:

- En la especie **carrizo**, tanto de **2º año** como de **3º año**, la concentración de fósforo analizada varía entre los 1.520 mg P/kg ms, en el mes de julio-2012 y los 975 mg P/kg ms, del mes de septiembre-2012. En la bibliografía consultada, la concentración de fósforo en el ***Phragmites australis*** varía según diferentes autores entre 2.600 mg P/kg ms (Tanner, 1995), 1.870 mg P/ kg ms (Mueleman *et al.*, 2002) y 2.400 mg P/kg ms (Greenway, 2002).
- Los resultados obtenidos tras el análisis de la concentración de fósforo en el ***Phragmites australis*** cosechado son menores que los estudiados en la revisión bibliográfica. Esto puede ser debido a varios motivos, entre ellos destaca el poco desarrollo de las plantas, con unos crecimientos débiles y lentos. Todo ello pese a que el agua influente del *Tancat de la Pipa* posee una elevada concentración de nutrientes, no siendo capaz de asimilarlos la vegetación. Prueba de ello es que los datos obtenidos de concentración de fósforo en los tejidos vegetales del carrizo, se aproximan a los obtenidos, por la misma especie, en el Filtro Verde V-30 con una carga de nutrientes, en el agua influente, mucho más baja, pero con una vegetación bien desarrollada.
- No existen datos bibliográficos sobre la concentración de fósforo en los tejidos del ***Iris pseudacorus***, utilizado como planta macrófita en humedales artificiales, que puedan servir de comparación con los obtenidos en el *Tancat de la Pipa*.

### a) Carrizo 2º y 3º año

En la figura 84 se muestra una gráfica que representa la concentración de fósforo de la especie carrizo en función del tiempo. El **carrizo 2º año** representado se corresponde con el plantado en el filtro fp2. Mientras que el **carrizo 3º año** se corresponde con el segado en las celdas FG2 y FG3.

Figura 84: Concentración de fósforo del *Phragmites australis* en los filtros fp2, FG2 y FG3.



De la figura 84 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

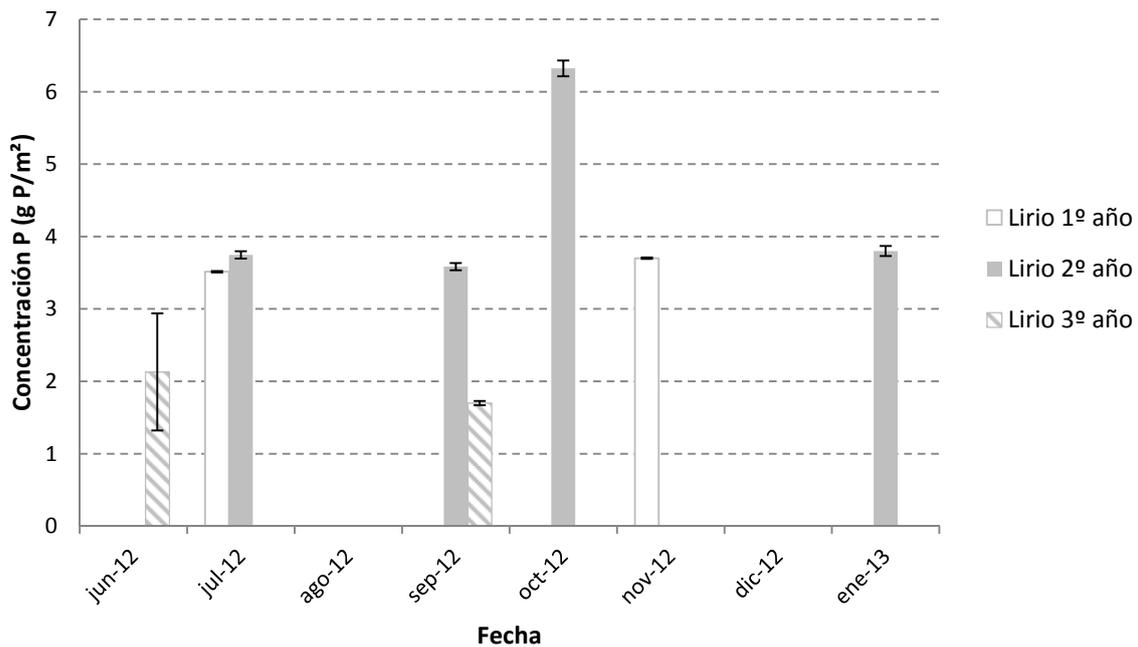
- La concentración de fósforo presente en las muestras de **carrizo 2º año** se sitúa entre el 3,1 g P/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012, y 5,5 g P/m<sup>2</sup> del mes de noviembre-2012. Se observa que el valor de concentración más bajo se corresponde con el inicio del estío, siendo el valor más elevado a finales del otoño. A falta de más datos no se pueden extraer conclusiones al respecto. Aunque, no obstante, no se ajusta a lo más frecuente en la naturaleza, donde en los meses de otoño la concentración de fósforo desciende al trasladar la planta los compuestos fosforados a los rizomas subterráneos.

- La concentración de fósforo determinada en la especie **carrizo 3º año** se sitúa entre 4,7 g P/m<sup>2</sup> del mes de octubre-2012 y 13,65 g P/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012. En el gráfico se puede observar lo que parece ser el comportamiento más frecuente en la naturaleza. Las plantas comienzan el verano con una concentración baja de fósforo, para ir aumentando poco a poco, la concentración, a medida que avanzan los meses más calurosos. Se muestra un pico de concentración en el mes de septiembre, cuando se produce la floración de la especie, siendo necesarios compuestos fosforados para llevarse a cabo. Descendiendo posteriormente la concentración en los meses de otoño, con la senescencia de la planta.
- La diferencia entre ambos estados de desarrollo, muestra que el **carrizo 2º año** posee una concentración de fósforo inferior (4,2 g P/m<sup>2</sup> de media) a la del **carrizo 3º año** (10,5 g P/m<sup>2</sup> de media). Este hecho está directamente relacionado con el desarrollo general de las plantas, teniendo las plantas de **carrizo 3º año** sistemas radiculares más desarrollados, permitiendo un mayor crecimiento, un mayor desarrollo, y por tanto, una mayor captación de compuestos fosforados del medio. Además, según el apartado anterior, el **carrizo 3º año** posee más biomasa seca que el **carrizo 2º año**, siendo por tanto lógico, el resultado, si se mide la concentración por metro cuadrado de humedal.
- La concentración de fósforo determinada en el **carrizo** del *Tancat de la Pipa*, tanto de **2º año** como de **3º año**, difieren de los obtenidos en el Filtro Verde V-30 (1,41 g P/m<sup>2</sup> de media). Esto puede ser debido a que las plantas del Filtro Verde V-30 son muy inmaduras, clasificándose como carrizo de 1º año. Además el agua influente del Filtro Verde V-30 posee unas concentraciones mucho menores de nutrientes, siendo por tanto, racionales los resultados. No obstante, el crecimiento observado de la especie en el *Tancat de la Pipa* ha sido mediocre, no observándose propagación rastrera, ni el brote de nuevas matas durante los muestreos, todo lo contrario de lo observado en el Filtro Verde V-30.

### b) Lirio 1º, 2º y 3º año

En la figura 85 se muestra una gráfica que representa la concentración de fósforo de la especie *Iris* en función del tiempo. Los **lirios de 1º y 2º año** se corresponden con los ubicados en la celda fp3. Mientras que el **lirio 3º año** se corresponde con el plantado en la celda FG3.

Figura 85: Concentración de fósforo del *Iris pseudacorus* en los filtros fp3 y FG3.



De la figura 85 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La concentración de fósforo en el **lirio 1º año** varía entre 3,5 g P/m<sup>2</sup> del mes de julio-2012 y 3,7 g P/m<sup>2</sup> del mes de noviembre-2013. Se puede considerar que la concentración de fósforo permanece constante a lo largo de los meses.
- En los individuos de **lirio 2º año** se ha determinado una concentración de fósforo que varía entre un valor mínimo del 3,6 g P/m<sup>2</sup>, medido en septiembre-2012 y un valor máximo de 6,3 g P/m<sup>2</sup>, medido en el mes de octubre-2012. En los primeros meses de verano se observa como la concentración permanece constante a lo largo del periodo. Es de destacar que el dato del mes de octubre-2012, se desmarcar del resto de valores.

Esto puede ser debido a que se seleccionó una planta de **lirio 2º año** poco representativa del filtro. En el mes de enero se observa una concentración acorde con las obtenidas en los meses de verano, es por tanto estimable, a falta de más datos, que la concentración de fósforo se mantiene constante a lo largo de los meses.

- La concentración de fósforo en el **lirio 3º año** varía entre 1,7 g P/m<sup>2</sup> del mes de septiembre-2012 y 2,1 g P/m<sup>2</sup> del mes de junio-2012. Observándose de nuevo una concentración prácticamente constante a lo largo de los meses muestreados.
- En el *Iris pseudacorus* el estado de crecimiento con mayor concentración de fósforo es el **lirio 2º año**, seguido muy de cerca por el **lirio 1º año**. Siendo el **lirio maduro** el que menos concentración presenta de los tres estados de crecimiento. Este hecho indica que no es conveniente dejar crecer las plantas hasta el **3º año** de desarrollo, puesto que las concentraciones de fósforo en los tejidos disminuyen. La diferencia de concentraciones entre los **lirios de 1º y 2º año** no son muy elevadas, (3,6 g P/m<sup>2</sup> de media **lirio 1º año** y 4,3 g P/m<sup>2</sup> de media **lirio 2º año**) resultando, por tanto, recomendable el cosechado de la vegetación tras el **1º año** de desarrollo de la planta. Además, y según el apartado anterior, el **lirio de 1º año** genera una menor biomasa seca que el **lirio de 2º año**, resultando, por tanto, unos menores costes de cosechado y gestión de los residuos vegetales.

### c) Carrizo 2º y 3º año & Lirio 1º, 2º y 3º año

De la comparación entre las figuras 84 y 85 se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- La especie **carrizo 3º año** capta más fósforo del sistema (de media) que la especie *Iris* en cualquiera de los tres periodos de desarrollo analizados. El **carrizo 2º año** posee una concentración mayor que el **lirio 1º año** y el **lirio maduro**. Siendo la concentración en el **lirio 2º año** un poco superior al **carrizo 2º año**.
- Este suceso está motivado por el hecho que el **carrizo** presenta más biomasa por metro cuadrado de humedal, siendo ésta una característica botánica del *Phragmites*, obteniendo de esta forma, una considerable ventaja con respecto al *Iris*. En el caso del

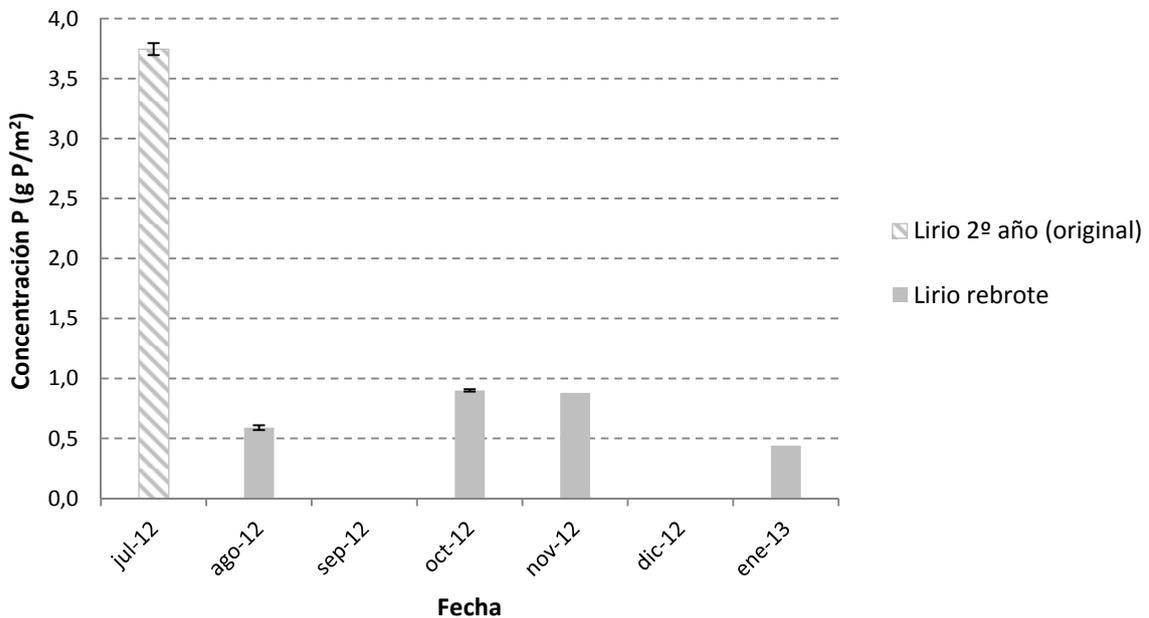
**lirio 2º año**, si bien es cierto que la especie absorbe más fósforo del medio que el **carrizo 2º año**, esta segunda especie genera mucha más biomasa, amortiguándose de esta forma la concentración, al determinarse por metro cuadrado de humedal.

- Hay que destacar el lento e irregular crecimiento del **carrizo** en todos los filtros del *Tancat de la Pipa*, observándose todo lo contrario con el **lirio**, con un crecimiento rápido y constante a lo largo de los meses muestreados.

#### d) Lirio de rebrote

En la figura 86 se muestra una gráfica que representa la concentración de fósforo en la especie *Iris* en función del tiempo. En esta ocasión los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del **lirio 2º año** situado en el filtro fp3.

Figura 86: Concentración de fósforo del lirio de rebrote en el filtro fp3.



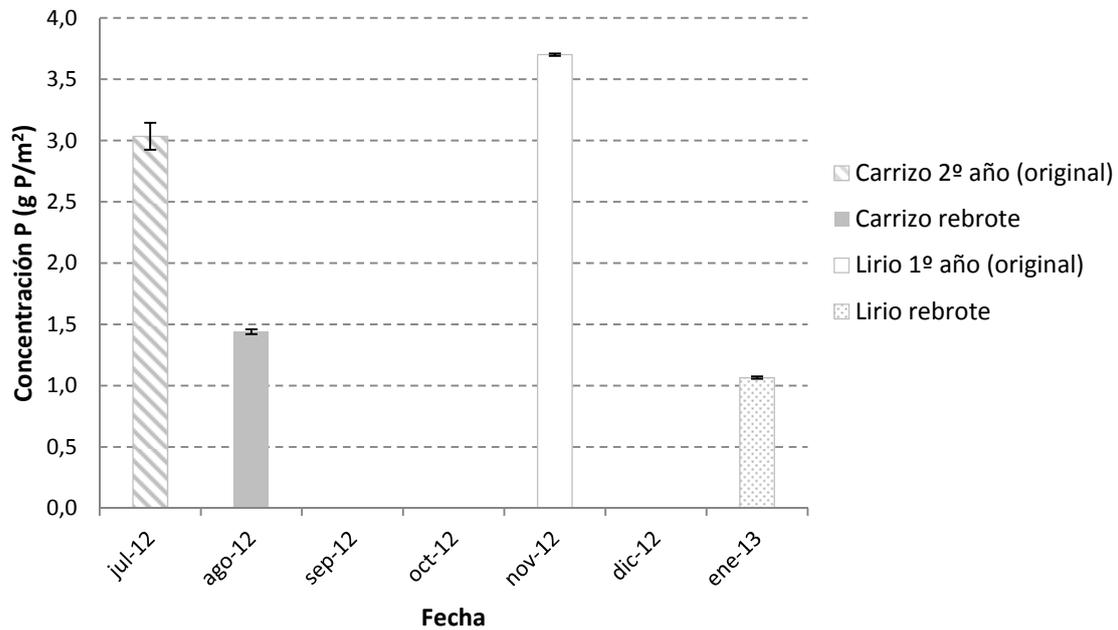
De la figura 86 se pueden sacar varias conclusiones:

- Los valores de concentración de fósforo en el **lirio de rebrote** varían entre 0,4 g P/m<sup>2</sup> en la planta segada en enero-2013 y 0,9 g P/m<sup>2</sup> en la planta cortada en el mes de octubre-2012.
- Los individuos de **rebrote** presentan una concentración inferior a sus homólogos maduros de **2º año**. Esto es debido principalmente a que la biomasa de los rebrotes son muy bajas y la concentración está expresada por metro cuadrado de humedal. Sin embargo, sí se observan las concentraciones de fósforo en mg P/kg ms, mostradas en la tabla 38, se denota que las concentraciones de fósforo, en los rebrotes, son mucho mayores que las de sus homólogos más maduros.
- Según la figura 86, se observa que tras haber sometido a la planta a repetidos cortes, ésta sigue rebrotando absorbiendo cantidades considerables de fósforo del medio. Se observa a partir del mes de octubre un descenso en la concentración de fósforo en los tejidos, posiblemente sea debido a un desgaste de la planta o al hecho de que la planta está rebrotando durante los meses más fríos del año, poseyendo un menor vigor en su crecimiento. Hecho constatado con las alturas medias de las plantas cosechadas (datos disponibles en el apartado 8. *Anejos*), donde se observa cómo, a partir del mes de octubre, las plantas rebrotadas tienen cada vez una menor altura.

### e) Carrizo y Lirio de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 87, una gráfica que representa la concentración de fósforo de las plantas recolectadas en función del tiempo. Los datos grafiados se corresponden con los rebrotes surgidos tras los cortes de los individuos de las especies ***Phragmites australis* de 2º año** e ***Iris pseudacorus* de 1º año** situadas en fp2 y fp3 respectivamente.

Figura 87: Concentración de fósforo del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.



De la figura 87 se pueden sacar varias conclusiones:

- La concentración de fósforo presente en el **carrizo de rebrote** asciende a 1,4 g P/m<sup>2</sup>, mucho menor que la concentración determinada en cualquier planta madura de *Phragmites* del humedal. Hay que remarcar que el **carrizo** volvió a rebrotar correctamente en el mes de agosto-2012, llegando a crecer 0,5 m de altura media (datos disponibles en el apartado 8. *Anejos*). Tras un nuevo corte del rebrote en agosto-2012, la planta volvió a brotar aunque esta vez generando muy poco material vegetal. Al ser cortada de nuevo, la planta no volvió a brotar en todo el periodo de muestreo.
- Si se compara la concentración de fósforo analizado en el **carrizo de rebrote** del *Tancat de la Pipa*, con el generado por la especie rebrotada en el Filtro Verde V-30, se observa que la concentración es mucho mayor en el segundo humedal. Obteniendo en el Filtro Verde V-30 una concentración de 6,4 g P/m<sup>2</sup> tras el primer **rebrote de carrizo** (ver figura 63, dato julio-2012) y de 3,6 g P/m<sup>2</sup> tras el siguiente corte (ver figura 63, dato agosto-2012). Hay que destacar además, que en los **rebrotos de carrizo** del Filtro Verde V-30, las concentraciones de fósforo siempre eran superiores a los homólogos con mayor edad, ocurriendo en el *Tancat de la Pipa* todo lo contrario. Este hecho aporta

información sobre los diferentes estados de desarrollo y adaptación de la especie a los dos humedales artificiales, siendo esta adaptación óptima en el caso del Filtro Verde V-30, y mediocre en el caso del *Tancat de la Pipa*.

- La concentración de fósforo en el **lirio de rebrote** asciende a 1,1 g P/m<sup>2</sup>, tras el corte del individuo de **1º año**. Esta concentración es prácticamente el triple que la que presenta el **lirio de rebrote de 2º año**, cortado en el mismo mes (ver figura 86, dato enero-2013); si bien es cierto que este rebrote arrastra un efecto desgaste en la planta a tener en cuenta. No obstante el primer rebrote del **lirio de 2º año** segado en el mes de agosto-2012 (ver figura 86), tampoco llega a los niveles de concentración de fósforo alcanzados por el rebrote del **lirio 1º año**, aún teniendo que crecer este último en los meses más fríos del año.
- Por todo lo anterior, se puede concluir que es más conveniente el corte y cosechado de las plantas de **lirio** en el **1º año** de desarrollo, puesto que generan una menor biomasa, y absorben más fósforo del medio.
- Si se comparan las concentraciones entre especies, se aprecia que el **carrizo de rebrote** presenta más concentración de fósforo en sus tejidos que cualquier **rebrote de lirio**, tanto los surgidos tras el corte del **lirio 2º año** (ver figura 86) como el brotado tras el corte del **lirio 1º año** (ver figura 87). Aunque tal y como se ha comentado anteriormente, la viabilidad del **carrizo**, tras dos cortes seguidos, se vio comprometida. Todo lo contrario que sucedió en el **lirio**, rebrotando de forma vigorosa y constante tras cuatro cortes consecutivos.

## f) Conclusiones

Desde el punto de vista de la concentración de fósforo, y a la vista de los resultados obtenidos y conclusiones extraídas de las figuras, se puede aseverar que la especie más recomendable para plantar en un humedal artificial, de características similares al *Tancat de la Pipa*, es el **lirio**. Puesto que aunque posee una menor concentración de fósforo en sus tejidos, el *Iris* crece de forma ágil y rápida, no viéndose comprometida la viabilidad de la plantas en ningún momento en los filtros muestreados. Por el contrario, el **carrizo** almacena en sus tejidos una mayor

concentración de fósforo, aunque desarrolla un crecimiento mediocre en las condiciones de inundación permanente de los filtros del *Tancat de la Pipa*.

La recomendación de cosechado del **lirio**, se establece en dos cortes por año, uno a finales de abril, justo después de la floración, y otro en el mes de septiembre. Aunque tal y como se ha visto, el **lirio** se adapta a todos los calendarios de cosechado, al rebrotar en todas las estaciones del año.

### 6.2.5 Ratio NKT/P

Los resultados obtenidos del ratio NKT/P tras el análisis de las especies vegetales *Typha latifolia*, *Phragmites australis*, e *Iris pseudacorus*, se pueden consultar en la tabla 39.

Fecha	Pto. muestreo	Especie	NKT/P
jun-12	FG3	Carrizo 3º año	7,36
	FG3	Lirio 3º año	9,11
jul-12	fp2	Carrizo 2º año	5,01
	fp3	Lirio 1º año	9,79
	fp3	Lirio 2º año	4,19
ago-12	fp3	Lirio rebrote	4,14
	fp2	Carrizo rebrote	9,94
	FG2	Carrizo 3º año	7,97
sep-12	fp3	Lirio 2º año	4,01
	fp3	Lirio rebrote	4,08
	FG3	Carrizo 3º año	9,83
	FG3	Lirio 3º año	8,14
oct-12	fp3	Lirio 2º año	4,88
	fp3	Lirio rebrote	11,36
	FG2	Carrizo 3º año	6,34
nov-12	fp2	Carrizo 2º año	4,21
	fp3	Lirio 1º año	5,88
	fp3	Lirio rebrote	7,89
ene-13	fp3	Lirio 2º año	5,44
	fp3	Lirio rebrote	8,76
	fp3	Lirio rebrote*	6,29
	fp3	Enea	6,65

\*Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

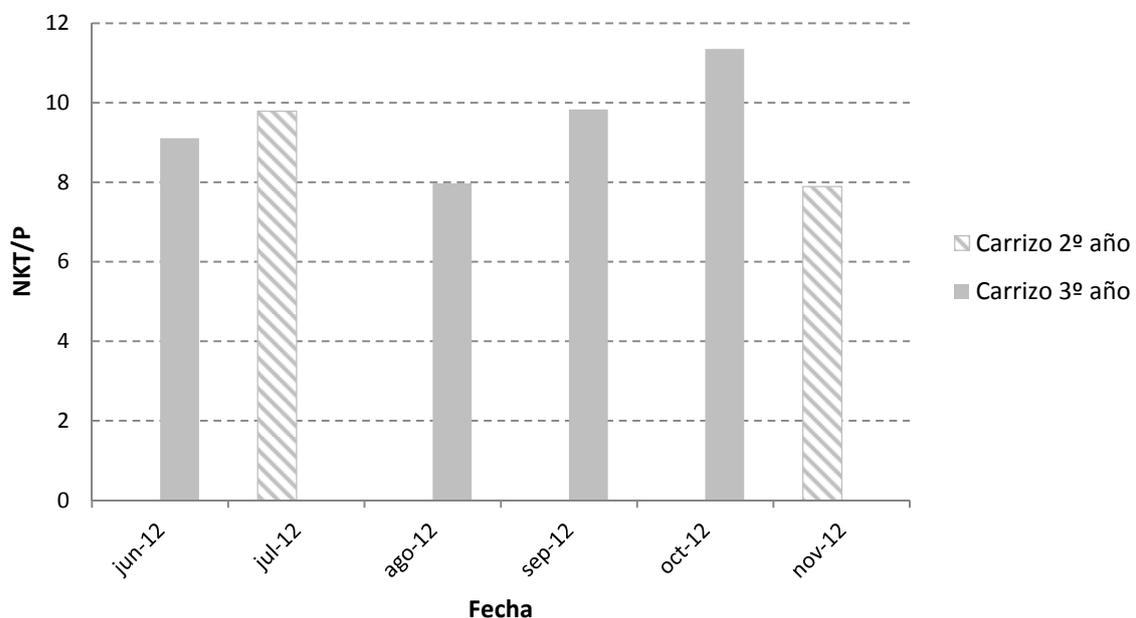
**Tabla 39: Relación NKT/P en la vegetación muestreada.**

De la tabla anterior cabe destacar que el dato del lirio de rebrote, cosechado en el filtro fp3 en el mes de septiembre-2012, no se ha podido determinar por falta de datos.

### a) Carrizo 2º y 3º año

En la figura 88 se muestra una gráfica que representa la relación NKT/P de la especie carrizo en función del tiempo. El **carrizo 1º año** representado se corresponde con el plantado en el filtro fp2, mientras que el **carrizo 2º año** se corresponde con el segado en las celdas FG2 y FG3.

Figura 88: Relación NKT/P del *Phragmites australis* en los filtros fp2, FG2 y FG3.



De la figura 88 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

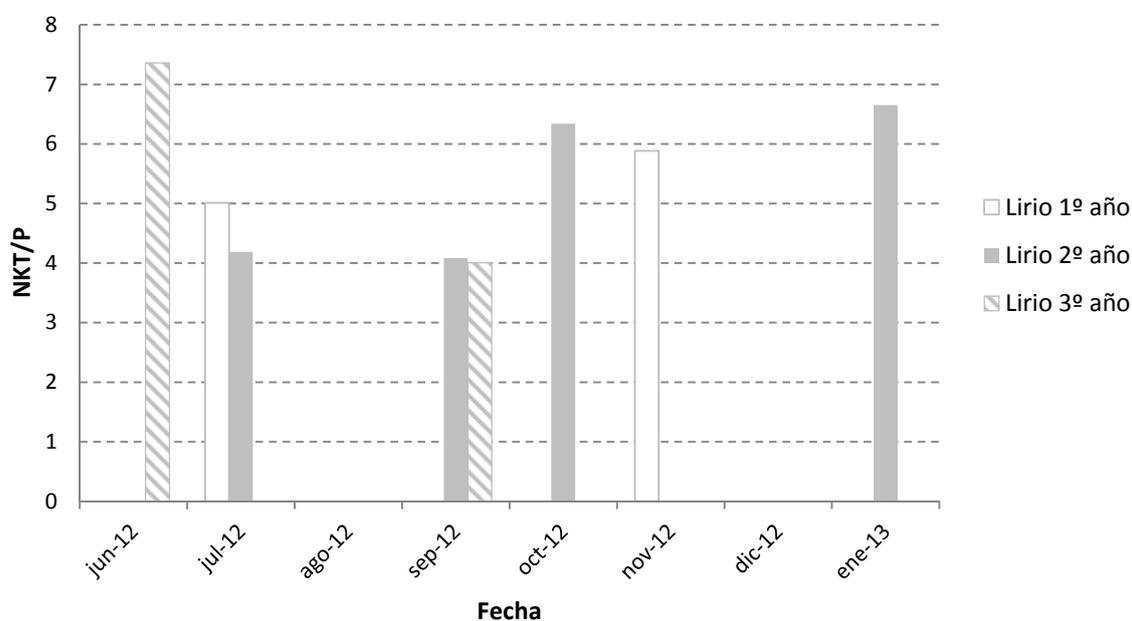
- La relación NKT/P en las muestras de **carrizo 2º año** se sitúa entre el 7,9 del mes de noviembre-2012, y 9,8 del mes de julio-2012. A falta de más datos en los meses de verano, se observa que la relación permanece prácticamente constante a lo largo del periodo.
- La relación NKT/P en los individuos de **carrizo 3º año** se sitúa entre 8,0 del mes de agosto-2012 y 11,4 del mes de octubre-2012. En la figura se puede apreciar como la

relación oscila entre valores muy parejos, destacando un pico en el mes de octubre, provocado por la elevada concentración de nitrógeno en los tejidos en ese mes.

### b) Lirio 1º, 2º y 3º año

En la figura 89 se muestra una gráfica que representa la relación NKT/P de la especie *Iris* en función del tiempo. Los lirios de 1º y 2º año se corresponden con los ubicados en la celda fp3. Mientras que el lirio 3º año con el plantado en la celda FG3.

Figura 89: Relación NKT/P del *Iris pseudacorus* en los filtros fp3 y FG3.



De la figura 89 se pueden obtener las siguientes conclusiones:

- La relación NKT/P en el **lirio 1º año** varía entre 5,0 del mes de julio-2012 y 5,9 del mes de noviembre-2012. Se puede considerar que el cociente permanece constante a lo largo de los meses, al haber una diferencia tan pequeña entre los valores.
- En la especie **lirio 2º año** se ha determinado un ratio NKT/P que varía entre un valor mínimo de 4,1, medido en septiembre-2012 y un valor máximo de 6,65, medido en el mes de enero-2013. En los meses de verano se observa como la concentración

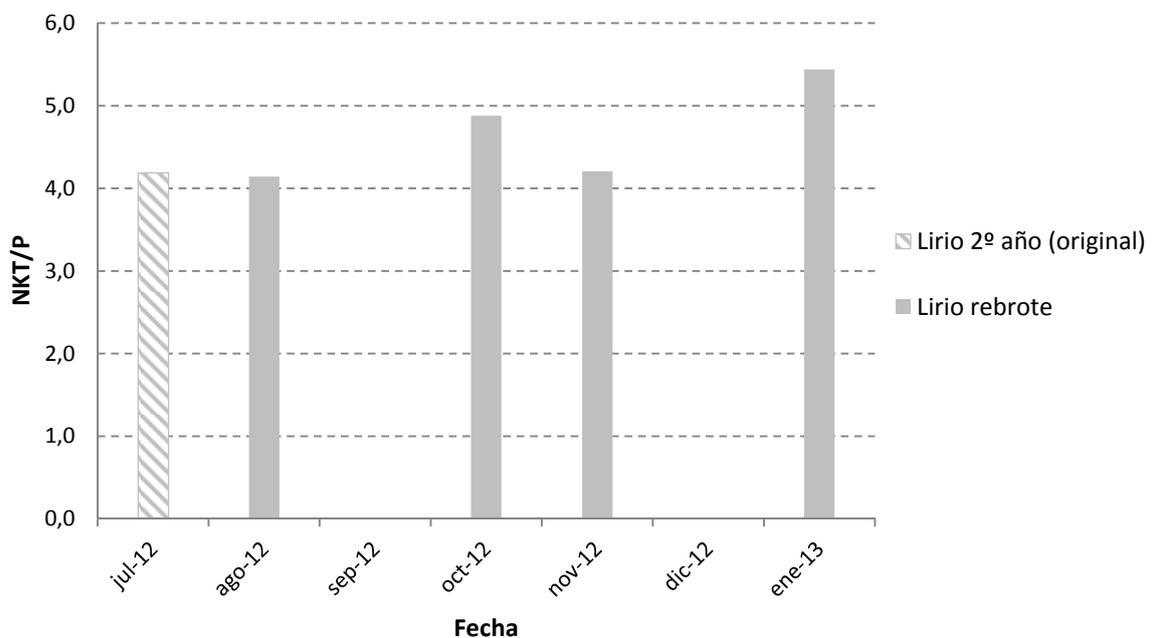
permanece constante a lo largo del periodo, hasta llegar al mes de octubre donde aumenta considerablemente el cociente, principalmente por el aumento de la concentración de nitrógeno en ese mes. En el mes de enero se observa que se mantiene el ratio.

- El ratio NKT/P en el **lirio 3º año** varía entre 4,0 del mes de septiembre-2012 y 7,4 del mes de junio-2012. Se observa una gran diferencia entre los dos datos disponibles, debido principalmente a la diferencias de concentraciones de nitrógeno, resultando las concentraciones de fósforo lineales durante el periodo.

### c) Lirio de rebrote

En la figura 90 se muestra una gráfica que representa el ratio NKT/P en la especie *Iris* en función del tiempo. En esta ocasión los datos se corresponden con la secuencia temporal de los diferentes rebrotes surgidos tras el corte del **lirio 2º año** situado en el filtro fp3.

Figura 90: Relación NKT/P del lirio de rebrote en el filtro fp3.



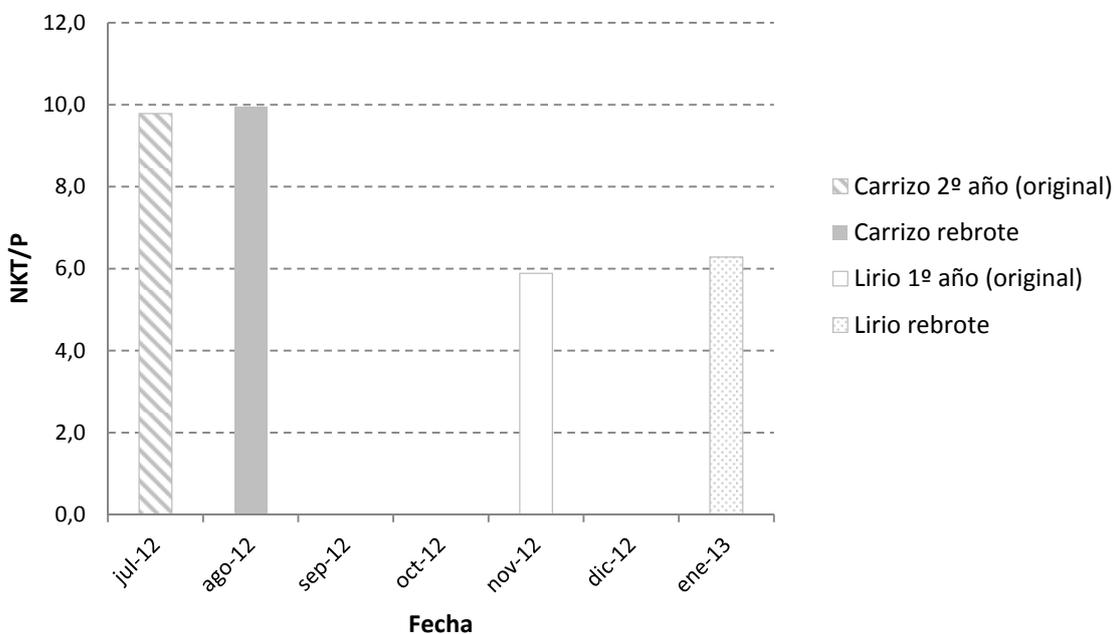
De la figura 90 se pueden sacar varias conclusiones:

- Los valores del ratio NKT/P en el **lirio de rebrote** varían entre 4,1 en la planta segada en agosto-2012 y 5,4 en la planta cortada en el mes de enero-2013.
- La conclusión que se puede extraer de la figura 90 es que el cociente entre concentraciones permanece prácticamente constante a lo largo de los meses. Además, en la figura 90 se puede percibir claramente como las proporciones de concentración de nitrógeno y fósforo son muy parecidas tanto en el individuo de **2º año** como en los individuos de **rebrote**.

#### d) Carrizo y Lirio de rebrote

Seguidamente, se muestra en la figura 91, una gráfica que representa el ratio NKT/P de las plantas recolectadas en función del tiempo. Los datos grafiados se corresponden con los rebrotes surgidos tras los cortes de los individuos maduros de las especies **Phragmites australis** de 1º año e **Iris pseudacorus** de 2º año situadas en fp2 y fp3 respectivamente.

Figura 91: Relación NKT/P del carrizo y lirio de rebrote en los filtros fp2 y fp3.



De la figura 91 se pueden sacar varias conclusiones:

- La relación NKT/P presente en el **carrizo de rebrote** asciende a 9,95, prácticamente la misma que el espécimen predecesor. Esto indica que las proporciones de concentración de nitrógeno y fósforo son las mismas tanto en el individuo de **carrizo 1º año** como en el individuo de **rebrote**.
- El ratio NKT/P en el **lirio de rebrote** asciende a 6,2, tras el corte de individuo de **1º año**. Esta relación es un poco superior a la que presenta el **lirio de rebrote de 2º año**, cortado en el mismo mes (ver figura 90, dato enero-2013). Si bien es cierto que este rebrote arrastra un efecto desgaste en la planta a tener en cuenta. En esta especie también se denota la igualdad de proporciones entre las concentraciones de nitrógeno y fósforo, en el individuo originario y el de rebrote

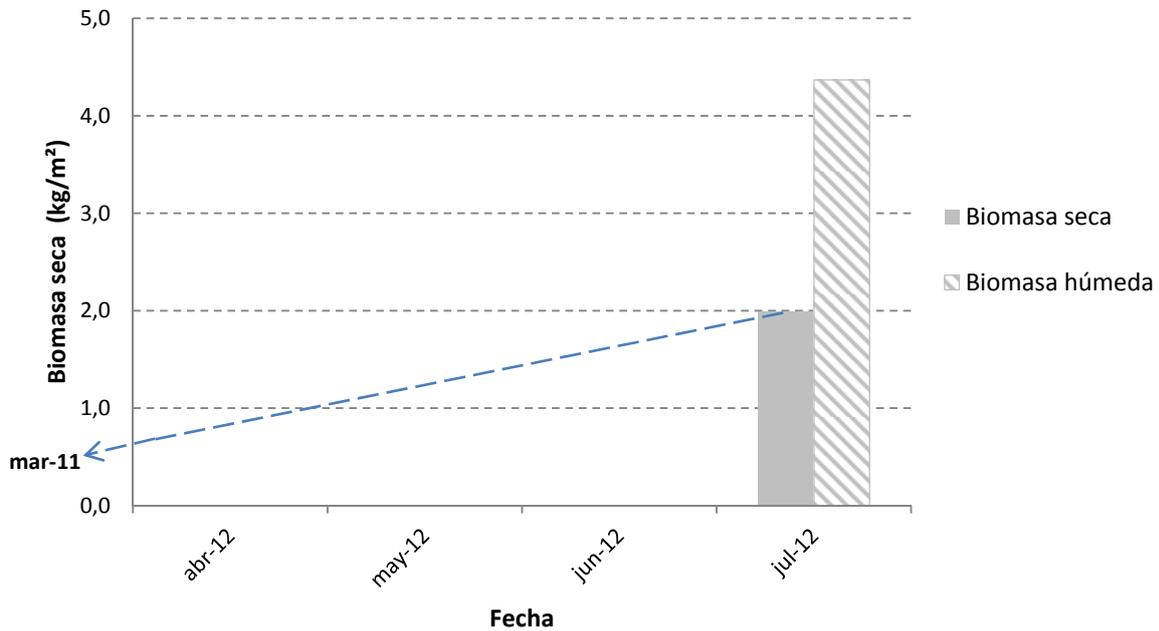
### 6.2.6 Velocidad de crecimiento

A continuación se van a exponer los resultados obtenidos de la determinación de la velocidad de crecimiento de la vegetación recolectada en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*. Tal y como se ha comentado anteriormente, para realizar el cálculo, se han tomado los datos de biomasa húmeda y seca, calculados para cada una de las especies vegetales muestreadas. A modo de información, también se exponen los valores de alturas medias de las plantas en cada planta muestreada. Datos expuestos en el apartado 8. *Anejos* del presente TFM.

#### a) Carrizo 2º año

En la figura 92 se muestra la biomasa húmeda y seca, de la especie *Phragmites australis de 2º año*, muestreada en el filtro fp2 del *Tancat de la Pipa*.

**Figura 92: Biomasa húmeda y seca del carrizo 2º año situado en el filtro fp2.**  
 La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.



Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del crecimiento de la planta el 1 de marzo de 2011, ya que es en esa fecha cuando se plantó la vegetación. La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 40.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m²)	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m² · día)
01-mar-11	0,00	0,00	-	-
09-jul-12	1,99	-	496	4,10

**Tabla 40: Velocidad de crecimiento del carrizo 2º año situado en el filtro fp2.**

La velocidad de crecimiento del *Phragmites australis* de 2º año, plantado en el filtro fp2 del Tancat de la Pipa es de **4,10 g ms/m² y día**.

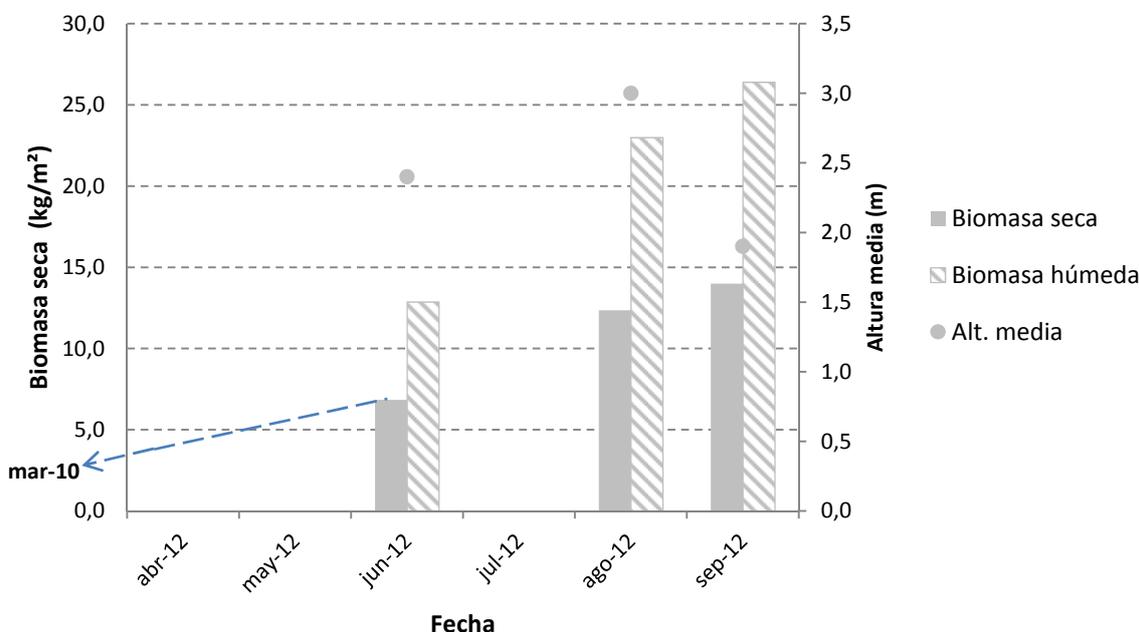
### b) Carrizo 3º año

En la figura 93 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media de la especie *Phragmites australis* de 3º año, muestreada en los filtros FG2 y FG3 del *Tancat de la Pipa*.

En dicha figura se observa como la biomasa seca y húmeda aumentan a medida que avanza el ciclo vegetativo de la planta. Ocurre lo mismo con la altura media, aunque se observa que desciende en el último mes muestreado, esto puede ser debido a que la planta seleccionada no fuera representativa de la población, en lo que a este parámetro se refiere. No obstante, el resto de datos están en consonancia con el desarrollo normal de la planta, al aumentar su biomasa conforme transcurren los meses.

Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del crecimiento de la planta el 1 de marzo de 2010, ya que es en esa fecha cuando se plantó la vegetación.

**Figura 93: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo 3º año situado en los filtros FG2 y FG3. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 41.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
01-mar-10	0,00	0,00	-	-
04-jun-12	6,84	2,40	826	8,28

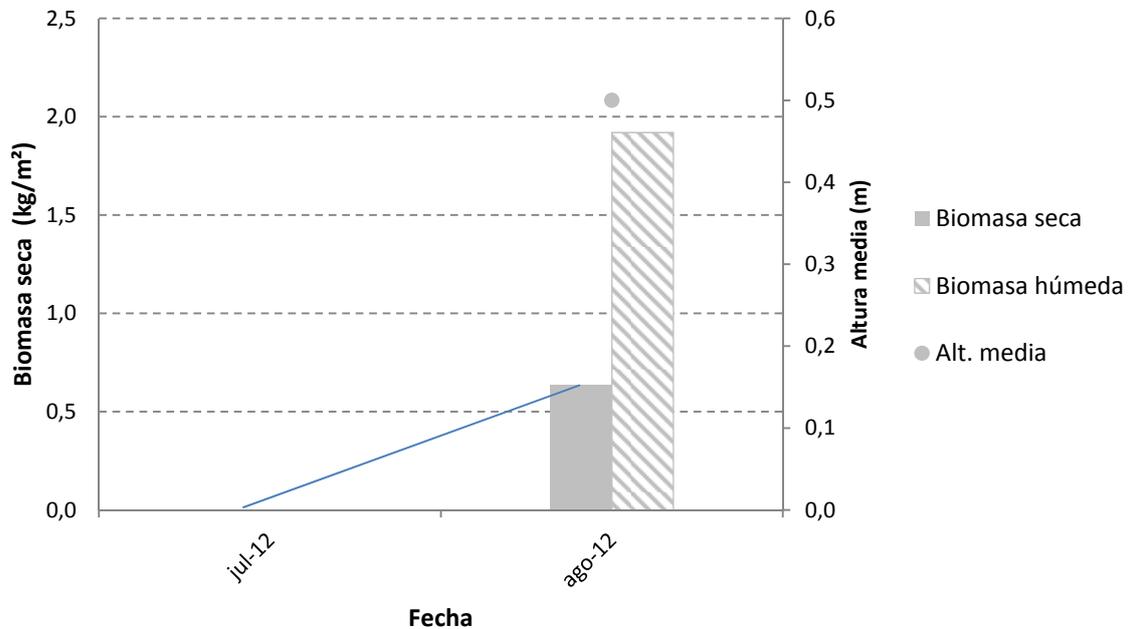
Tabla 41: Velocidad de crecimiento del carrizo 3º año situado en los filtros FG2 y FG3.

La velocidad de crecimiento del *Phragmites australis* de 3º año, plantado en los filtros FG2 y FG3 del *Tancat de la Pipa* es de **8,28 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

### c) Carrizo de rebrote

En la figura 94 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media del rebrote de *Phragmites australis* tras el corte del individuo predecesor, **de 2º año**, en el filtro fp2 del *Tancat de la Pipa*.

Figura 94: Biomasa húmeda, seca y altura media del carrizo de rebrote (2º año) situado en el filtro fp2. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.



La velocidad de crecimiento calculada del rebrote surgido tras el corte de la planta adulta, se puede ver en la tabla 42.

Fecha corte	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
09-jul-12	-	-	-	-
20-ago-12	0,63	0,50	42	15,00

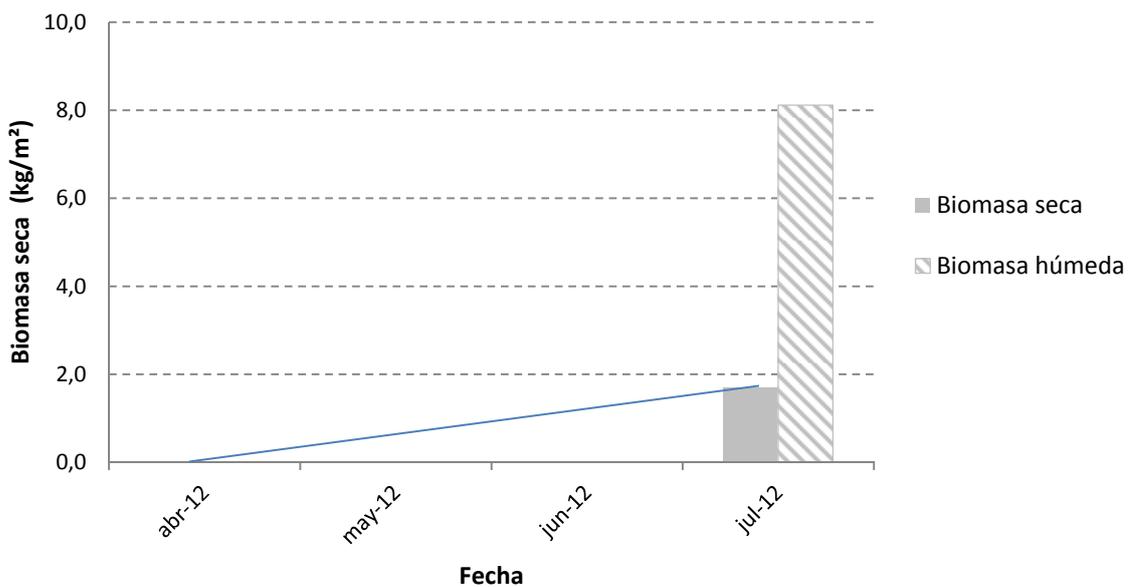
Tabla 42: Velocidad de crecimiento del carrizo de rebrote (2º año) situado en el filtro fp2.

La velocidad de crecimiento, del rebrote de *Phragmites australis* de 2º año, plantada en el filtro fp2 del *Tancat de la Pipa*, es de **15,00 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

#### d) Lirio 1º año

En la figura 95 se muestra la biomasa húmeda y seca de la especie *Iris pseudacorus* de 1º año, muestreada en la celda fp3 del *Tancat de la Pipa*.

Figura 95: Biomasa húmeda y seca del lirio 1º año situado en la filtro fp3. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.



Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del crecimiento de la planta el 1 de abril de 2012, ya que es en esa fecha cuando se plantó la vegetación. La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 43.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
01-abr-12	-	-	-
09-jul-12	1,70	100	17,00

Tabla 43: Velocidad de crecimiento lirio 1º año situado en el filtro fp3.

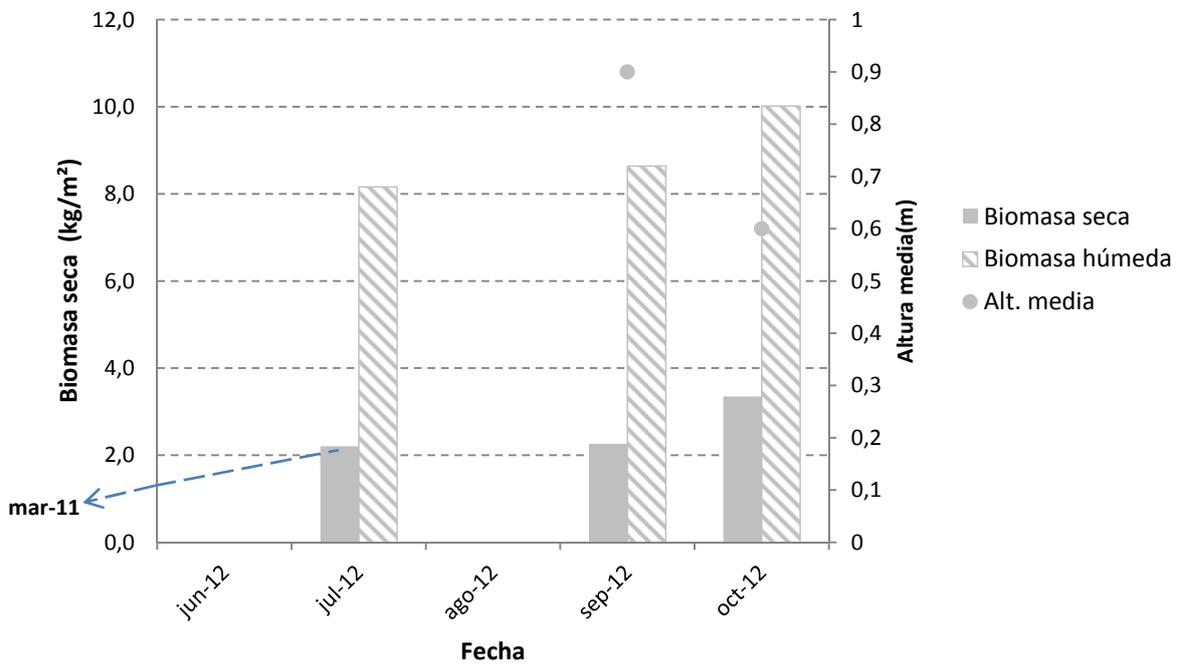
La velocidad de crecimiento del *Iris pseudacorus* con un año de desarrollo, plantado en el filtro fp3 del humedal artificial *Tancat de la Pipa*, es de **17,00 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

### e) Lirio 2º año

En la figura 96 se muestra la biomasa húmeda, seca y altura media de la especie *Iris pseudacorus* de 2º año, muestreada en la celda fp3 del *Tancat de la Pipa*.

En la figura 96 se observa como la biomasa seca y húmeda aumentan a medida que avanza el ciclo vegetativo de la planta. No ocurre lo mismo con la altura media, donde se observa que desciende en el último mes muestreado, esto puede ser debido a que la planta seleccionada no fuera representativa de la población, en lo que a este parámetro se refiere. No obstante, el resto de datos están en consonancia con el desarrollo normal de la planta, al aumentar su biomasa conforme transcurren los meses.

**Figura 96: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio 2º año situado en la filtro fp3. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del crecimiento de la planta el 1 de marzo de 2011, ya que es en esa fecha cuando se plantó la vegetación. La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 44.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m²)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m² · día)
01-mar-11	-	-	-
09-jul-12	2,21	496	4,45

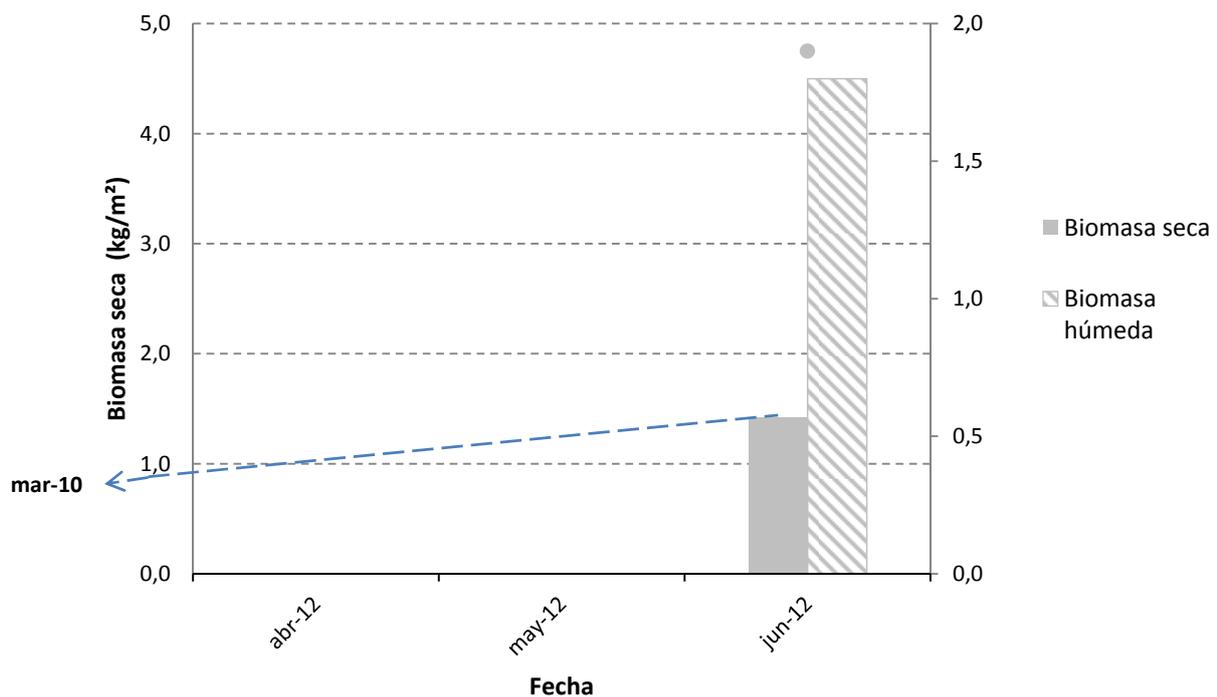
**Tabla 44: Velocidad de crecimiento lirio 2º año situado en el filtro fp3.**

La velocidad de crecimiento del *Iris pseudacorus* con **dos años** de desarrollo, plantado en el filtro fp3 del humedal artificial *Tancat de la Pipa*, es de **4,45 g ms/m² y día**.

**f) Lirio 3º año**

En la figura 97 se muestra la biomasa húmeda, seca y altura media de la especie *Iris pseudacorus* de 3º año, muestreada en la celda FG3 del *Tancat de la Pipa*.

**Figura 97: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio 3º año situado en la filtro FG3. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



Para calcular la velocidad de crecimiento, se ha considerado como día de inicio del crecimiento de la planta el 1 de marzo de 2010, ya que es en esa fecha cuando se plantó la vegetación. La velocidad de crecimiento calculada se puede ver en la tabla 45.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m²)	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m² · día)
01-mar-10	-	-	-	-
04-jun-12	1,42	1,90	826	1,72

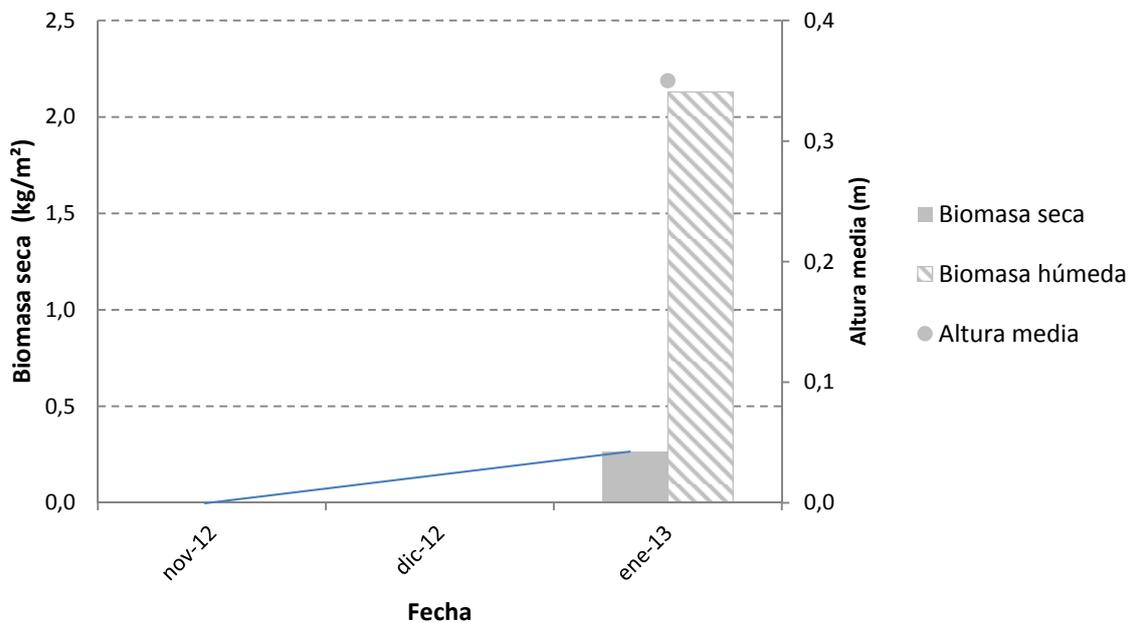
**Tabla 45: Velocidad de crecimiento lirio 3º año situado en el filtro FG3.**

La velocidad de crecimiento del *Iris pseudacorus* de 3º año, plantado en el filtro FG3 del humedal artificial *Tancat de la Pipa*, es de **1,72 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

**g) Lirio de rebrote (1º año)**

En la figura 98 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media de la especie *Iris pseudacorus* rebrotada tras el corte del individuo, de 1º año, situado en el filtro fp3 del *Tancat de la Pipa*.

**Figura 98: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio de rebrote (1º año) situado en el filtro fp3. La línea representa la velocidad de crecimiento entre los dos periodos considerados.**



La velocidad de crecimiento calculada del rebrote surgido tras el corte de la planta adulta de 1º año, se puede ver en la tabla 46.

Fecha	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
30-nov-12	-	-	-	-
09-ene-12	0,27	0,35	40	6,75

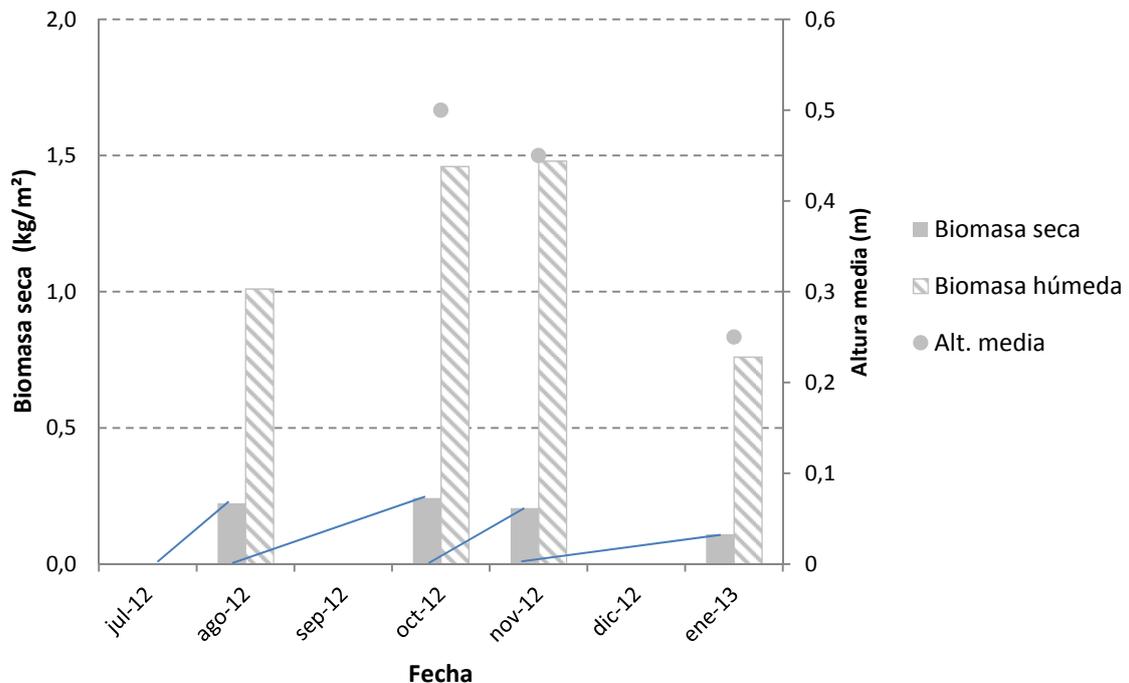
Tabla 46: Velocidad de crecimiento del lirio de rebrote (1º año) situado en el filtro fp3.

La velocidad de crecimiento del rebrote de *Iris pseudacorus rebrotado* tras el corte del individuo maduro de 1º año en el filtro fp3 del *Tancat de la Pipa*, es de **6,75 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

### f) Lirio de rebrote (2º año)

En la figura 99 se muestra la biomasa húmeda y seca, así como la altura media del rebrote de *Iris pseudacorus* tras el corte del individuo predecesor, de 2º año, situado en el filtro fp3 del *Tancat de la Pipa*.

Figura 99: Biomasa húmeda, seca y altura media del lirio de rebrote (2º año) situado en el filtro fp3. Las líneas representan las velocidades de crecimiento entre los dos periodos considerados.



En la figura 99 se puede observar como la biomasa seca se mantiene prácticamente constante durante los tres primeros muestreos, para descender finalmente en el mes de enero. Esto puede ser debido a un efecto desgaste en la planta, o a que durante los meses invernales, la planta crece con menor velocidad. Esto se corresponde con lo expuesto en apartados anteriores. La altura media se observa que va en consonancia con la biomasa generada, disminuyendo la altura de las plantas rebrotadas a medida que crecen en los meses más fríos del año.

La velocidad de crecimiento calculada en la vegetación tras los diferentes cortes se puede ver en la tabla 47.

Fecha corte	Biomasa seca (kg ms/m <sup>2</sup> )	Altura media (m)	Días crecimiento	V <sub>crec.</sub> (g ms/m <sup>2</sup> · día)
09-jul-12	-	-	-	-
20-ago-12	0,22	-	42	5,24
29-oct-12	0,24	0,50	70	3,42
30-nov-12	0,21	0,45	32	6,56
09-ene-13	0,11	0,25	40	2,75

**Tabla 47: Velocidad de crecimiento del lirio de rebrote (2º año) situado en el filtro fp3.**

La máxima velocidad de crecimiento del rebrote del *Iris pseudacorus* de 2º año, plantada en el filtro fp3 del *Tancat de la Pipa*, se obtiene tras el tercer corte, el mes de noviembre-2012, con un valor de **6,56 g ms/m<sup>2</sup> y día**.

## h) Conclusiones

A la vista de los resultados obtenidos tras el cálculo de la velocidad de crecimiento de las especies muestreadas, se pueden extraer las siguientes conclusiones:

- Si se analiza la especie **carrizo**, se observa que los especímenes de **3º año** crecen más rápido ( $8,28 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ) que los de **2º año** ( $4,10 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ). Esto es debido principalmente a que los individuos **de 3º año** poseen un sistema radicular más desarrollado, permitiendo a la planta crecer más rápido. Se observa, en los dos estados de crecimiento del *Phragmites australis*, que las plantas van disminuyendo su velocidad de crecimiento a medida que avanzan los ciclos vegetativos. Siendo éste, un comportamiento normal en la naturaleza.
- Si se comparan las velocidades de crecimiento del **carrizo 2º año** ( $4,10 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ), con el **carrizo de rebrote** ( $15,00 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ), se observa que el espécimen maduro posee una velocidad de crecimiento más baja que el individuo de **rebrote**. Éste es un comportamiento frecuente en la naturaleza. Aún siendo la velocidad del rebrote muy elevada en comparación con el espécimen original, los resultados son muy bajos si se comparan con los obtenidos en el filtro Verde V-30, siendo ésta una prueba más de la dificultad de crecimiento de la especie en los filtros del *Tancat de la Pipa*.
- Si se comparan las velocidades de crecimiento del **carrizo 2º año** del *Tancat de la Pipa* ( $4,10 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ), con el **carrizo** del Filtro Verde V-30 ( $37,90 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ), se observa que el espécimen de la V-30 crece más rápido. Esto está directamente relacionado con los problemas de crecimiento y desarrollo observados en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa* con el *Phragmites australis*. Si se comparan las velocidades de crecimientos de la especie de **rebrote** en ambos humedales, ( $15,00 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ , **carrizo de rebrote** en el *Tancat de la Pipa* y  $37,90 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ , **carrizo de rebrote** en el Filtro Verde V-30), se denota que es también en el Filtro Verde V-30 donde más rápido crece el *Phragmites*, poniendo de manifiesto una vez más, los problemas observados con crecimiento del **carrizo** comentados anteriormente.
- En la especie **lirio**, se observa que el estado de crecimiento, que más rápido crece, es el **lirio de 1º año** ( $13,50 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ). Siendo el **lirio de 3º año** el que presenta velocidades de crecimiento más bajas ( $1,72 \text{ g ms/m}^2 \text{ y día}$ ). Esto es un comportamiento frecuente en la vegetación perenne, donde las plantas crecen con elevado vigor al inicio de la brotación, disminuyendo posteriormente la velocidad a medida que se van desarrollando. También se puede observar que las plantas cuando llegan a un

determinado estado de desarrollo detienen su crecimiento aéreo, propiciando que la biomasa seca se mantenga constante a lo largo de todo el año de crecimiento (ver figura 77, biomasa seca del lirio de 1º 2º y 3º año). Seguramente, esto hecho puede estar motivado porque la planta, en ese instante, comience a desarrollar el sistema radicular y los rizomas, para asegurar la propagación de la especie, en el siguiente año.

- Si se comparan las dos especies vegetales con **2 años** de desarrollo en el humedal artificial, se observa que el ***Phragmites*** (4,10 g ms/m<sup>2</sup> y día) crece más lentamente que el ***Iris*** (4,45 g ms/m<sup>2</sup> y día). No obstante, las diferencias son muy pequeñas, considerando que crecen a la misma velocidad ambas especies vegetales.
- Si se analizan los estados de **3º año** de crecimiento de la vegetación presente en el humedal, el ***Phragmites*** (8,28 g ms/m<sup>2</sup> y día) crece más rápido que su homólogo de la especie ***Iris*** (1,37 g ms/m<sup>2</sup> y día).
- En cuanto a los estados de rebrote, el ***Phragmite de 2º año rebrotado*** (15,00 g ms/m<sup>2</sup> y día) crece más rápido que el ***Iris de 2º año rebrotado*** (5,24 g ms/m<sup>2</sup> y día) para el mismo mes de corte y crecimiento (dato agosto-2012). Sin embargo, hay que volver a remarcar que el **carrizo** no rebrotó tras dos cortes seguidos. Todo lo contrario que ocurrió con el **lirio**, rebrotando hasta cuatro veces seguidas con velocidades de crecimiento muy regulares.
- Si se contrastan las velocidades de crecimiento en los rebrotes de **lirio 1º año** (6,75 g ms/m<sup>2</sup> y día) y **lirio 2º año** (2,75 g ms/m<sup>2</sup> y día) en el mismo mes de corte y crecimiento (dato enero-2013), se puede observar que el **lirio 1º año** posee una velocidad de crecimiento muy superior al rebrote del **lirio 2º año**. Una posible explicación a este hecho, reside en que el **lirio 2º año** ha sido cortado con anterioridad tres veces, habiendo rebrotado otras tantas, sufriendo un posible efecto desgaste la planta. No obstante, si se compara la velocidad del primer rebrote de **lirio 2º año** cortado en el mes de julio-2012 (5,24 g ms/m<sup>2</sup> y día) se aproxima más a la velocidad de crecimiento del rebrote procedente del **lirio 1º año**. Sin embargo, hay que destacar que el rebrote del **lirio 2º año** crece durante los meses de julio-agosto y el del **lirio 1º año** durante los meses de noviembre-diciembre-enero, en teoría más desfavorables. La conclusión que

se puede extraer, es que el **lirio 1º año rebrota** a mayor velocidad que el **lirio de 2º año**.

- Si se comparan las velocidades de crecimiento del **lirio 1º año** (13,5 g ms/m<sup>2</sup> y día) y el **rebrote** surgido, tras el corte del primero (6,42 g ms/m<sup>2</sup> y día), se observa que crece más rápido el espécimen no segado, cosa poco frecuente en la naturaleza. Esto puede estar motivado a que el rebrote crece durante los meses más fríos del año, desarrollándose el **lirio 1º año** durante la primavera e inicio del verano (cuando fue trasplantado al filtro fp3).
- Por el contrario, si se comparan los datos de velocidades de crecimiento del **lirio 2º año** (4,45 g ms/m<sup>2</sup> y día), con el **estado de rebrote** (6,56 g ms/m<sup>2</sup> y día), se puede observar que el **rebrote** posee una velocidad mucho mayor, siendo éste el comportamiento más frecuente en la naturaleza. También es de destacar que todos los **rebrotos**, surgidos tras el corte del individuo maduro (cuatro en total), tienen una velocidad de crecimiento mayor que la del individuo originario de **2º año** (a excepción del **rebrote** del mes de enero-2013, posiblemente asociado al desgaste de la planta). De los datos calculados se puede extraer la conclusión que el **lirio** puede rebrota en prácticamente cualquier estación del año con unos elevados rendimientos. Este dato también confirma la idoneidad de realizar varios cosechados por ciclo vegetativo del lirio.



## **7. RESUMEN Y CONCLUSIONES**

---



## 7 RESUMEN Y CONCLUSIONES

Una vez expuestos los resultados obtenidos para cada una de las variables analizadas en la vegetación presente en el Filtro Verde V-30 y en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, se pueden extraer las siguientes conclusiones:

### a) Biomasa seca

- La especie vegetal analizada que más biomasa seca ( $\text{kg ms/m}^2$ ) ha acumulado es el ***Phragmites australis*** de **3º año** plantado en el *Tancat de la Pipa* ( $14,00 \text{ kg ms/m}^2$ ). Este resultado está determinado por la madurez de las plantas.
- En el Filtro Verde V-30, la especie que más biomasa seca ha acumulado es el ***Phragmites australis*** ( $2,00 \text{ kg ms/m}^2$ ).
- En cuanto a los rebrotes, la especie ***Phragmites australis*** rebrotada tanto en el Filtro Verde V-30 como en el *Tancat de la Pipa*, es la especie que más biomasa seca ha generado ( $5,91$  y  $0,63 \text{ kg ms/m}^2$  respectivamente). La especie en el *tancat de la pipa* dejó de rebrotar tras el segundo corte de la planta.
- En el Filtro Verde V-30, no se han observado diferencias significativas en la biomasa seca generada por la especie **carrizo**, entre la celda 4 (flujo subsuperficial horizontal) y la celda 9 (flujo subsuperficial vertical).

### b) Concentración de nitrógeno Kjeldahl

- La especie que más concentración de nitrógeno Kjeldahl (en  $\text{mg N/kg ms}$ ) ha acumulado en los tejidos aéreos, es el ***Iris pseudacorus*** de rebrote de **1º año** ( $25.023,20 \text{ mg N/ kg ms}$ ) situado en el *Tancat de la Pipa*.
- Si comparamos los individuos maduros, la especie que más NKT (en  $\text{mg N/kg ms}$ ) ha acumulado es el ***Phragmites australis*** ( $18.264,41 \text{ mg N/ kg ms}$ ) del Filtro Verde V-30.
- La especie que más concentración de nitrógeno Kjeldahl (en  $\text{g N/m}^2$ ) ha acumulado en sus tejidos, es el ***Phragmites australis*** de **3º año** del *Tancat de la Pipa* ( $134,22 \text{ g N/ m}^2$ ). Este resultado está determinado por la madurez de las plantas.

- La especie que más concentración de nitrógeno (en  $\text{g N/m}^2$ ) retiene en sus tejidos, en el Filtro Verde V-30, es el **carrizo de rebrote** ( $68,83 \text{ g N/ m}^2$ ).
- No se han observado diferencias entre las concentraciones de NKT entre el carrizo plantado en la celda 4 (flujo subsuperficial horizontal) y en la celda 9 (flujo subsuperficial vertical), al medirlo en  $\text{g N/m}^2$ . Distinguiéndose una pequeña diferencia a favor del **carrizo** de la celda 9, si la concentración de nitrógeno se mide en  $\text{mg N/kg ms}$ .
- El ***Phragmites australis*** de **3º año**, plantado en el *Tancat de la Pipa*, es el que mayor concentración de NKT en  $\text{g N/m}^2$  posee en sus tejidos, de todas las muestras de **carrizo** analizadas. Sin embargo, si la comparación la realizamos en concentración medida en  $\text{mg N/kg ms}$  se observa que es ***Phragmites*** del Filtro Verde V-30, el que mayor cantidad de compuestos nitrogenados almacena ( $18.264,41 \text{ mg N/ kg ms}$ , frente a  $12.221,66 \text{ mg N/ kg ms}$ )

### c) Concentración de fósforo

- La especie que más concentración de fósforo (en  $\text{mg P/kg ms}$ ) ha acumulado en sus tejidos, es el ***Iris pseudacorus*** de rebrote de **2º año** situado en el *Tancat de la Pipa*. ( $4.209,16 \text{ mg P/kg ms}$ ).
- Si comparamos únicamente los individuos maduros, la especie que más fósforo ha acumulado de todas las especies analizadas, es el ***Iris pseudacorus*** de **1º año** plantado en el *Tancat de la Pipa* ( $2.242,22 \text{ en mg P/kg ms}$ )
- En el Filtro Verde V-30 la especie que más fósforo ha acumulado (en  $\text{mg P/kg ms}$ ) es el es el ***Phragmites australis***, ( $1.654,81 \text{ en mg P/kg ms}$ ).
- La especie que más concentración de fósforo (en  $\text{g P/m}^2$ ) ha acumulado en sus tejidos, es el ***Phragmites australis*** de **3º año** ( $12,44 \text{ g P/m}^2$ ) del *Tancat de la Pipa*. Este resultado está determinado por la madurez de las plantas.
- La especie que más concentración de fósforo ha retenido en sus tejidos (en  $\text{g P/m}^2$ ), en el Filtro Verde V-30, es el **carrizo de rebrote** ( $6,38 \text{ g P/m}^2$ ).
- No se observan diferencias entre las concentraciones del fósforo entre el carrizo plantado en la celda 4 (flujo subsuperficial horizontal) y en la celda 9 (flujo subsuperficial vertical), al medirlo en  $\text{g N/m}^2$ . Distinguiéndose una pequeña diferencia, a favor del **carrizo** de la celda 9, si la concentración de fósforo se mide en  $\text{mg P/kg ms}$ .

- El ***Phragmites australis* de rebrote** del *Tancat de la Pipa* posee una mayor concentración de fósforo (en mg P/kg ms) en sus tejidos que el ***Phragmites de rebrote*** del Filtro Verde V-30 (2.292,21 mg P/kg ms frente a 1.902,31 mg P/kg ms). Los estados maduros de **carrizo** en ambos humedales, muestran una concentración de fósforo (en mg P/kg ms) similar.

#### d) Velocidad de crecimiento

- La especie que más rápido ha crecido, en los dos humedales analizados, es el **carrizo de rebrote** del Filtro Verde V-30 (95,71 g ms/m<sup>2</sup> y día).
- Entre los especímenes maduros, es el ***Phragmites australis*** plantado en la celda 9 del Filtro Verde V-30, el que mayor velocidad de crecimiento presenta de todas las muestras estudiadas (37,90 g ms/m<sup>2</sup> y día)
- En el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*, la especie que posee mayor velocidad de crecimiento es el **lirio de 1º año** (17,00 g ms/m<sup>2</sup> y día). Siendo el **carrizo rebrotado** el que presenta mayor velocidad de crecimiento de todos los rebrotes del humedal (15,00 g ms/m<sup>2</sup> y día)

A la vista de los resultados obtenidos, podemos concluir:

- Se recomienda la plantación de la especie ***Phragmites australis***, como vegetación macrófita emergente, en un **humedal artificial de tipo subsuperficial vertical y horizontal**, de características similares al Filtro Verde V-30 (aguas procedentes del tratamiento terciario de EDAR), puesto que ha presentado las mayores concentraciones de nutrientes en sus tejidos aéreos, presentado a su vez velocidades de crecimiento elevadas tras los cortes realizados a los individuos maduros. También se sugiere realizar **tres cosechados** de la vegetación por ciclo vegetativo de la especie, uno a principios del mes de junio, otro a finales del mes de julio y el último a principios del mes de octubre, justo antes de la senescencia de la planta.

- Se aconseja la plantación del *Iris pseudacorus*, como vegetación macrófita emergente en un **humedal artificial de tipo superficial**, de características similares al *Tancat de la Pipa* (alimentado con aguas eutrofizadas), puesto que ha resultado ser la especie que mayor concentración de nutrientes ha almacenado en sus tejidos, además ha desmostado ser una especie robusta, con rápidos crecimientos y rebrotes, fácil propagación y elevado sombreo a la lámina de agua. En esta especie, se recomienda realizar **dos cosechados** de la vegetación por ciclo anual de la especie, uno a finales de abril y otro en el mes de septiembre.

Tomando el presente TFM como punto de partida y a la vista de los resultados obtenidos, se listan a continuación una serie de posibles estudios futuros a realizar con la vegetación de los dos humedales artificiales investigados:

- Experimentar con diferentes ensayos en campo para poder determinar las causas del crecimiento tan lento del *Phragmites australis* en el humedal artificial del *Tancat de la Pipa*.
- Intensificar el estudio de la especie *Iris pseudacorus*, analizando la concentración de nutrientes en los tejidos durante un ciclo anual completo, al ser una especie poco estudiada como macrófita emergente en humedales artificiales.
- Estudiar la especie *Typha latifolia* una vez esta se haya desarrollado de forma completa (2-3 años desde su plantación), puesto que los resultados de concentración de nutrientes en mg/kg ms, arrojan datos prometedores sobre la especie, resultados mermados por el bajo desarrollo de esta especie en el Filtro Verde V-30.

## **8. ANEJOS**

---



## 8 ANEJOS

**Tabla 48: Concentración de nitrógeno Kjeldahl y fósforo obtenido en la vegetación muestreada.**

\* Rebrote lirio 1º año, filtro fp3, cortado nov-12.

Fecha	Hum.	Punto Muestreo	Especie	Concentración NKT			Concentración P		
				NKT	$\bar{x}$	s	P	$\bar{x}$	s
				mgN/kgms	mgN/kgms		mgP/kgms	mgP/kgms	
15-nov-11	V-30	Celda 7	Carrizo	17353,40 17106,56	17229,98	635,79	1663,49 1646,14	1654,81	12,27
		Celda 8	Enea	5598,71 6334,78	5966,74	520,48	517,44 531,21	524,33	9,74
4-jun-12	Pipa	FG3	Carrizo 3º año	11945,11 12498,21	12108,33	288,28	1237,25 1301,40	1329,18	27,68
		FG3	Lirio 3º año	8806,06 18345,95	7868,38	1326,08	1096,19 1899,24	1069,16	45,27
5-jun-12	V-30	Celda 4	Carrizo	18345,95 17367,50	17856,73	691,87	1445,07 1434,14	1439,61	7,73
		Celda 9	Carrizo	18345,95 18182,88	18264,41	115,31	1659,92 1589,84	1624,88	49,55
9-jul-12	Pipa	fp2	Carrizo 2º año	14106,00 15736,75	14921,37	1153,12	1564,69 1484,26	1524,47	56,87
		fp3	Lirio 1º año	9539,90 11170,65	10355,27	1153,12	2064,69 2069,59	2067,14	3,46
		fp3	Lirio 2º año	7448,07 6767,62	7107,84	481,15	1714,83 1679,66	1697,25	24,87
10-jul-12	V-30	Celda 4	Carrizo rebrote	20139,78 20955,15	20547,47	576,56	1929,90 1874,72	1902,31	39,02
		Celda 8	Enea	8561,44 6767,62	7664,53	1268,43	789,92 735,04	762,48	38,81
		Celda 9	Carrizo	7419,92 8235,29	7827,61	576,56	615,00 619,94	617,47	3,49
20-ago-12	Pipa	fp2	Carrizo rebrote	23353,82 22206,61	22780,22	811,20	2269,77 2314,65	2292,21	31,73
		fp3	Lirio rebrote	10898,45 11390,11	11144,28	347,66	2669,73 2709,46	2689,60	28,09
		FG2	Carrizo 3º año	8440,15 7620,72	8030,44	579,43	1019,75 994,90	1007,32	17,57
21-ago-12	V-30	Celda 4	Carrizo rebrote	10406,79 9259,58	9833,19	811,20	609,76 594,94	602,35	10,48
		Celda 8	Enea	7784,61 7620,72	7702,66	115,89	940,00 939,86	939,93	0,10
		Celda 8	Enea rebrote	12701,20 13356,75	13028,97	463,54	1824,82 1809,73	1817,27	10,67
		Celda 9	Carrizo	9587,36 9751,24	9669,30	115,89	1249,75 1239,75	1244,75	7,07

Fecha	Hum.	Punto Muestreo	Especie	Concentración NKT			Concentración P		
				NKT	$\bar{x}$	s	P	$\bar{x}$	s
				mgN/kgms	mgN/kgms		mgP/kgms	mgP/kgms	
18-sep-12	V-30	Celda 4	Carrizo	12373,43	12865,09	695,31	1310,00	1319,93	14,05
				13356,75			1329,87		
		Celda 8	Enea	17126,13	17116,07	14,23	2720,14	2750,07	42,33
				17106,01			2780,00		
Celda 8	Enea rebrote	7948,49	8030,44	115,89	939,95	942,36	3,40		
		8112,38			944,76				
Celda 9	Carrizo	13028,97	13766,46	1042,97	1460,22	1447,47	18,04		
		14503,95			1434,71				
27-sep-12	Pipa	fp3	Lirio 2º año	5490,20	6473,51	1390,62	1600,00	1584,96	21,27
				7456,83			1569,92		
		fp3	Lirio rebrote	8931,81	9587,36	927,08	985,05	975,00	14,21
				10242,90			964,95		
FG3	Lirio 3º año	5654,08	5326,31	463,54	1314,67	1329,77	21,35		
		4998,54			1344,87				
FG3	Carrizo 3º año	16634,47	17371,96	1042,97	2135,27	2135,27	-		
		18109,45							
29-oct-12	Pipa	fp3	Lirio 2º año	11062,34	11963,71	1274,74	1910,10	1887,50	31,95
				12865,09			1864,91		
		fp3	Lirio rebrote	17781,68	18273,34	695,31	3799,62	3744,72	77,64
18765,00	3689,82								
FG2	Carrizo 3º año	17617,79	16634,47	1390,62	1440,00	1464,89	35,20		
		15651,16			1489,78				
16-nov-12	V-30	Celda 4	Carrizo	14831,72	15323,38	695,31	1689,92	1687,54	3,36
				15815,04			1685,17		
		Celda 8	Enea	7784,61	7702,66	115,89	740,07	740,07	0,00
7620,72	740,07								
Celda 9	Carrizo	11226,22	10652,62	811,20	865,04	867,52	3,50		
		10079,02			870,00				
30-nov-12	Pipa	fp2	Carrizo 2º año	17617,79	17699,74	115,89	4200,21	4209,16	12,65
				17781,68			4218,10		
		fp3	Lirio 1º año	13520,63	13192,86	463,54	2244,78	2242,22	3,61
12865,09	2239,66								
fp3	Lirio rebrote	8276,27	8680,64	571,87	1094,95	1099,92	7,03		
		9085,01			1104,89				
9-ene-13	Pipa	fp3	Lirio 2º año	13028,97	12768,43	368,47	1894,62	1919,66	35,42
				12507,88			1944,71		
		fp3	Lirio rebrote*	25127,01	25023,20	146,81	4079,18	3979,59	140,84
				24919,39			3880,00		
	fp3	Lirio rebrote	20895,52	21783,56	1255,88	4039,80	4004,70	49,64	
22671,60			3969,60						
fp3	Enea	4834,65	5497,44	937,33	629,81	627,28	3,58		
		6160,24			624,75				
V-30	Celda 9	Carrizo	3851,33	4503,84	922,79	274,95	274,97	0,03	
			5156,36			274,99			

Tabla 49: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (I).

Punto muestreo	Especie	Densidad (%)	Altura max. (m)	Altura media (m)	Masa húmeda campo bruta (g)	Masa húmeda campo neta (g)	Sup. muest. (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /m <sup>2</sup>	Sup. Celda (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /celda	Masa húmeda laboratorio (g)	Masa húm. lavado laboratorio (g)	Masa seca laboratorio (g)	Humedad (%)	Kg ms/m <sup>2</sup>
15-nov-11	V-30						1,00	0,69	2400,00		136,38		49,66	64,63	0,25
4-jun-12	Pipa					1,00	1,69	12,86	2400,00		338,65		82,40	67,38	0,43
4-jun-12	Pipa			2,40	4500,00	0,35	4,50	3,70	2400,00		198,75		93,66	46,77	6,84
5-jun-12	V-30			1,90	4500,00	1,00	4,50	7,62	2400,00		269,48		55,73	68,55	1,42
5-jun-12	V-30			1,20	3700,00	1,00	3,70	7,62	2400,00		121,87		43,30	54,50	1,31
9-jul-12	Pipa			1,45	3200,00	0,42	4,37	4,37	2400,00		145,50		51,53	64,75	2,69
9-jul-12	Pipa				1570,00	0,24	8,12	8,12	-		131,40	174,80	59,90	54,41	1,99
10-jul-12	V-30				2470,00	0,24	8,16	8,16	-		214,11	237,90	44,84	79,06	1,70
10-jul-12	V-30				3460,00	0,36	8,16	8,16	-		276,70	290,60	74,83	72,96	2,21
20-ago-12	Pipa				2050,00	0,36	4,24	4,24	2400,00	2037,47	27,22	36,29	21,51	20,98	3,35
20-ago-12	Pipa				950,00	0,50	0,86	0,86	2400,00	410,98	98,65	103,85	50,45	48,86	0,44
20-ago-12	Pipa				2400,00	1,00	1,88	1,88	2400,00	1802,98	57,22	74,32	47,83	16,41	1,57
20-ago-12	Pipa			0,60	460,00	0,24	1,92	1,92	-		59,26	79,02	19,62	66,89	0,63
20-ago-12	Pipa				243,00	0,24	1,01	1,01	-		151,16	171,16	33,28	77,98	0,22
20-ago-12	FG2		3,50	3,00	4200,00	0,16	22,99	22,99	-	-	209,22	275,29	112,40	46,28	12,35

**Tabla 50: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (II).**

Punto muestreo	Especie	Densidad (%)	Altura max. (m)	Altura media (m)	Masa húmeda campo bruta (g)	Masa húmeda campo neta (g)	Sup. muest. (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /m <sup>2</sup>	Sup. Celda (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /celda	Masa húmeda laboratorio (g)	Masa húm. lavado laboratorio (g)	Masa seca laboratorio (g)	Humedad (%)	Kg ms/m <sup>2</sup>
21-ago-12 V-30	Celda 4	52	1,50	1,20	2300,00	1778,10	0,20	8,89	2400,00	11095,34	85,16	110,60	56,63	33,50	5,91
	Celda 8	30	1,30	0,90	-	440,00	0,50	0,88	2400,00	633,60	178,73	188,14	59,94	66,46	0,30
	Celda 8	30	1,30	0,90	-	180,00	0,50	0,36	2400,00	259,20	114,10	121,37	25,07	78,03	0,08
	Celda 9	62	2,10	1,50	2720,00	2198,10	1,00	2,20	2400,00	3270,77	113,13	148,85	62,33	44,90	1,21
	Celda 4	70	1,80	1,50	4800,00	4653,73	1,00	4,65	2400,00	7818,27	192,94	251,30	88,11	54,33	2,13
	Celda 8	35	0,95	0,60	-	65,00	0,50	0,13	2400,00	109,20	65,46	67,47	12,36	81,12	0,02
	Celda 8	35	1,60	1,30	-	530,00	0,50	1,06	2400,00	890,40	211,71	223,85	53,35	74,80	0,27
	Celda 9	70	1,50	1,40	1850,00	1703,73	1,00	1,70	2400,00	2862,27	121,60	154,55	48,56	60,07	0,68
	fp3	Lirio 2º año	-	1,20	0,90	4150,00	3628,10	0,42	8,64	-	-	203,55	213,16	53,29	73,82
27-sep-12 Pipa	fp3	Lirio rebrote	0,50	0,40	-	93,2	-	-	-	-	1,90	1,90	1,63	14,21	-
	FG3	Lirio 3º año	-	1,50	3100,00	2578,10	0,81	3,18	-	-	182,53	213,97	73,30	59,84	1,28
	FG3	Carrizo 3º año	-	2,70	1,90	-	3300,00	0,13	26,40	-	144,84	169,17	76,80	46,98	14,00
29-oct-12 Pipa	fp3	Lirio 2º año	0,80	0,60	1650,00	1503,73	0,10	15,04	-	-	190,69	209,59	42,48	77,72	3,35
	fp3	Lirio rebrote	-	0,70	760,00	613,73	0,42	1,46	-	-	120,22	124,52	19,94	83,41	0,24
	FG2	Carrizo 3º año	-	1,70	400,00	253,73	0,04	6,34	-	-	142,46	165,57	71,98	49,47	3,21

Tabla 51: Altura, humedad y biomasa seca y húmeda determinada en la vegetación muestreada (III).

Punto muestreo	Especie	Densidad (%)	Altura max. (m)	Altura media (m)	Masa húmeda campo bruta (g)	Masa húmeda campo neta (g)	Sup. muest. (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /m <sup>2</sup>	Sup. Celda (m <sup>2</sup> )	Kg biomasa húmeda /celda	Masa húmeda laboratorio (g)	Masa seca laboratorio (g)	Humedad (%)	Kg ms/m <sup>2</sup>
V-30 16-nov-12	Celda 4	-	-	-	-	-	0,50	-	-	-	61,07	80,35	44,46	-
	Celda 8	-	0,35	0,20	-	56,13	0,50	0,11	-	-	56,13	59,55	79,40	0,02
	Celda 9	-	2,10	1,30	2100,00	1953,73	1,00	1,95	2400,00	-	104,97	126,02	53,53	0,91
Pipa 30-nov-12	fp2	-	1,30	0,90	-	1150,0	0,12	9,58	-	-	95,60	111,20	48,22	4,96
	fp3	-	1,00	0,65	-	1680,00	0,16	10,50	-	-	124,13	129,02	84,28	1,65
	fp3	-	0,65	0,45	-	620,00	0,42	1,48	-	-	139,21	148,47	86,07	0,21
Pipa 9-ene-13	fp3	-	1,2	0,9	2380,00	1858,10	0,12	15,48	-	-	227,70	234,87	87,24	1,98
	fp3	-	0,4	0,25	-	320,00	0,42	0,76	-	-	125,88	131,00	85,62	0,11
	fp3	-	0,7	0,35	-	340,00	0,16	2,13	-	-	109,61	113,95	87,40	0,27
V-30	fp3	-	-	-	-	80,00	0,40	0,20	-	-	54,36	75,48	31,81	0,14
	Celda 9	-	-	-	-	140,00	0,10	1,40	-	-	72,25	90,15	39,32	0,85



## 9. BIBLIOGRAFÍA

---



## 9 BIBLIOGRAFÍA

- Acuamed, Aguas de la Cuencas Mediterráneas S.A., España. (2012) *Estudio de las condiciones de operación y del rendimiento de un sistema de tratamiento de aguas basado en el empleo de humedales artificiales. Aplicación al filtro verde de la V-30 para la obtención de los parámetros operativos y de diseño*. Instituto de Ingeniería del Agua y Medio Ambiente (IIAMA). Universidad Politécnica de Valencia.
- Adcock, P.W.; Ganf, G.G. (1994). *Growth characteristics of three macrophytes species growing in a natural and constructed wetland system*. Water Science and Technology, 29: 91-102.
- Alarcón, A.; Kolb, P.; Marull, J. (1997). *Recuperación medioambiental del tramo final del río Besos*. Bio, 10: 7-11.
- Alberto, I.; De Felipe, A. S.; Álvarez-Sánchez, E.; Maldonado-Torres, R.; Uribe, M.; Díaz, M.; Sánchez, M.C.; Colinas-León, M.T.; Martínez-Garza, A.; Almaguer-Vargas, G. (2003). *Crecimiento y nutrición de Iris Amarillo mexicano*. Revista Chapingo Serie Horticultura 10 (2): 127-132, 2004.
- Álvarez, J.; Bécares, E. (2007). *El papel de la vegetación en humedales construidos para el tratamiento de aguas residuales*. Instituto de Medio Ambiente (IMA), Universidad de León.
- Ansola, G.; Fernández, C.; de Luis, E. (1995). *Removal of organic matter and nutrients from urban wastewater by using an experimental emergent aquatic macrophyte system*. Ecological Engineering, 5. 13-19.
- Austin, D. (2000). *Final report on the South Burlington, Vermont*. Advanced ecologically engineered system (AEES) for wastewater treatment.

- Babourina, O.; Rengel, Z. (2011). *Eutrophication: Causes, Consequence and Control*. Springer Science.
- Brisson, J.; Chazarenc, F. (2009). *Maximizing pollutant removal in constructed wetlands: Should we pay more attention to macrophyte species selection?*. Science of the total environment, 407. 3923-3930.
- Brix, H. (1994). *Functions of macrophytes in constructed wetlands*. Water Science Technology. Vol. 29, nº 4. 71-78.
- Brix, H. (1997). *Do macrophytes play a role in constructed treatment wetlands?*. Water Science Technology. Vol. 35, nº 5. 11-17.
- Browning, K.M.; Greenway, M. (2002). *Nutrient removal and plant biomass in a subsurface flow constructed wetland in Brisbane, Australia*. Water Science and Technology 48(5): 183–189.
- Burgoon, P.S.; Reddy, K.R.; DeBusk, T.A.; Koopman, B. (1991). *Vegetated submerged beds with artificial substrates. II: N and P removal*. J. Environ. Eng. 117: 394-407.
- Castillo, P.A.; Collado R. (1996). *Eliminación de nitrógeno en sistemas naturales de depuración de aguas residuales: análisis comparativo*. Retema, 52: 49-55.
- Cao, T.; Xie, P.; Ni, LY.; Wu, A.P.; Zhang, M.; Wu, SK. (2007). *The role of  $NH_4^+$  toxicity in the decline of the submersed macrophyte *Vallisneria natans* in lakes of the Yangtze River basi, China*. Mar Freshw Res. 58:581-587.
- Cao, T.; Xie, P.; Ni, L.; Wu, A.P.; Zhang, M.; Xu, J. et al. (2009). *Physiological stress of high  $NH_4^+$  concentration in water column on the submersed macrophyte *Vallisneria natans* L.* Bull Environ Contam Toxicol 82:296-299.

- Clarke, E.; Baldwin, AH. (2002). *Responses of wetland plants to ammonia and water level*. Ecological Engineering 18:257-264.
- Clement, B.; Merlin, G. (1995). *The contribution of ammonia and alkalinity to land fill leachate toxicity to duckweed*. Science total Environ 170:71-79.
- Cole, S. (1998). *The emergence of treatment wetlands*. Environ. Sci. Technol.
- Cooper, P. (1996). *Reed Beds and Constructed Wetlands for Wastewater Treatment*. WRc, Severn Trent Water.
- Cooper, P. (2005). *The performance of vertical flow constructed wetland systems with special reference to the significance oxygen transfer and hydraulic loading rates*. Wat. Sci. Tech. 51 (9). 91-97.
- Decamp, O.; Warren, A; Sánchez, R. (1999). *The role of ciliated protozo in subsurface flow wetlands and their potential as bioindicators*. Water Science Technology.
- Ennabili, A.; Ater, M.; Radoux, M. (1998). *Biomass production and NPK retention in macrophytes from wetlands of the Tingitan Peninsula*. Aquatic Botany, 65, 45-56.
- Fernández, J.; de Miguel, E.; de Miguel, J.; Curt Fernández, M.D. (2010). *Manual de fitodepuración. Filtros de macrófitas en flotación*. Ayuntamiento Lorca, Universidad Politécnica de Madrid, Fundación Global Nature y Obra social Caja Madrid.
- Focht, D.D.; Verstraete, W. (1977). *Biochemical ecology of nitrification and denitrification*. Advances in Microbiological Ecology 1: 135-214.
- García, F.J.; Roselló, J.; Santamarina, M.P. (2001). *Iniciación a la fisiología de las Plantas*. Editorial UPV. Ref: 2001.4198.

- García, J.; Ruiz, A.; Junqueras, X. (1997). *Depuración de aguas residuales urbanas mediante humedales construidos*. Tecnología del agua, 1965: 58-65.
- García, J.; Corzo, A. (2008). *Depuración con humedales construidos*. Universidad Politécnica de Cataluña.
- García-Lledó, A.; Ruiz-Rueda, O.; Vilar-Sanz, A.; Sala, L.; Bañeras, L. (2011). *Nitrogen removal efficiencies in a free water surface constructed wetland in relation to plant coverage*. Ecological Engineering, 37. 678-684.
- Gargallo Bellés, S. (2010). *Estudio para la eliminación de fósforo total mediante procesos de adsorción. Aplicación al efluente del tratamiento terciario de la EDAR de Pinedo (Valencia) para el diseño del filtro verde de la V-30*. Trabajo final de master. Universidad Politécnica de Valencia.
- González-Alcaráz, M.N.; Egea, C.; Jiménez-Cárceles, F.J.; Párraga, I.; María-Cervantes, A.; Delgado, M.J.; Álvarez-Rogel, J. (2012). *Storage of organic carbon, nitrogen and phosphorus in the soil-plant system of Phragmites australis stand from a eutrophicated Mediterranean salt marsh*. Geoderma 185-186. Pp. 61-72.
- Greenway, M.; Chapman, H. (2002). *Constructed wetlands for wastewater treatment: Macrophytes, macroinvertebrates and mosquitoes*. Mbwette T.S.A. (ed.) Proceedings of the 8th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control, 16–19 September 2002.
- Gersberg, R.M.; Elkins, B.V.; Lyon, S.R.; Goldman, C.R. (1986). *Role of aquatic plants in wastewater treatment by artificial wetlands*. Wat. Res. Vol. 20, nº 3. 363-368.
- Healy, M.G.; Newell, J.; Rodgers, M. (2007). *Harvesting effects on biomass and nutrient retention in Phragmites australis in a free-water surface constructed wetland in western Ireland*. Biology and Environment, 107B: 139-145.

- Herskowitz, J. (1986). *Listowel artificial marsh project report*. Ontario Ministry of the Environment, Water Resources Branch: Toronto, Ontario.
- Hill, D.T.; Payne, V.W.E.; Rogers, J.W.; Kown, S.R. et al. (1997). *Ammonia effects on the biomass production of five constructed wetland plant species*. *Bioresource Technol* 62:109-113.
- Hofmann, K. (1996). *Growth characteristics of reed (Phragmites australis) in filters-beds loaded with sewage sludge*. *Archives of Hydrobiology*, 107, 385-409.
- Hurry, R.J.; Bellinger, E.G. (1990). *Potential yield and nutrient removal by harvesting of Phalaris arundinacea in a wetland treatment system*. Pergamon Press: Oxford, United Kingdom, pp. 543–546.
- Jamtgard, S.; Nasholm, T.; Huss-Danell, K. (2008). *Characteristics of amino acid uptake in barley*. *Plant Soil*, 302:221-331.
- Janjit lamchaturapatr; Su Won Yi; Jae Seong Rhee. (2007). *Nutrient removals by 21 aquatic plants for vertical free surface-flows (VFS) constructed wetlands*. *Ecological Engineering*, 29. 287-293.
- Jurado García, D. (1999). *Diseño de un sistema de tratamiento mediante macrófitas de las aguas de lagos altamente eutrofizados. Aplicación al tratamiento de las aguas del lago de la Albufera de Valencia*. Proyecto Final de Carrera. Universidad Politécnica de Valencia.
- Kadlec, R.H.; Wallace, S.D. (2009). *Treatment Wetlands*. CRC Press.
- Ko, Chun-Han; Lee, Tsai-Ming; Chang, Fang-Chih; Liao, Shu-Ping. (2011). *The correlations between system treatment efficiencies and aboveground emergent*

*macrophyte nutrient removal for the Hsin-Hai Bridge phase II constructed wetland. Bioresource Technology, 102. 5431-5437.*

- Lahora, A. (1999). *Tratamientos terciarios de bajo coste*. Hidropress, 13: 16-20.
- Landsing, S,L.; Martin, J.F. (2006). *Use of an ecological treatment system (ETS) for removal of nutrient from dairy wastewater*. Ecological Engineering, 28. 235-245.
- Lea, P.J.; Leegood, R.C. (1993). *Plant biochemistry and molecular biology*. Wiley & Sons. Pag. 297.
- Litav, M.; Lehrer, Y. (1978). *Effects of ammonium in water on Potamogeton lucens*. Aquat Bot 5:127-138.
- Maathuis, F. JM. (2009). *Physiological functions of mineral macronutrients*. Current Opinion in Plant Biology, 12:250-258.
- Maddison, M.; Mauring, T.; Remm, K.; Lesta, M.; Mander, U. (2009). *Dynamics of Typha latifolia L. populations in treatment wetlands in Estonia*. Ecological Engineering, 35. 259-264.
- Marschner, H. (1995). *Mineral nutrition in higher plants*. London: Academic Press.
- Martín Moneris, M. (1998). *Modelación de la calidad en aguas superficiales. Aplicación al caso de la Albufera de Valencia*. Tesis doctoral. Universidad de Valencia.
- Metcalf & Eddy, Inc. (1995). *Ingeniería de aguas residuales. Tratamiento, vertido y reutilización*. McGraw-Hill. Madrid (3º ed.).
- Miller, A.J.; Cramer, M.D. (2008). *Root nitrogen acquisition and assimilation*. Plant Soil, 274:1-36.

- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, España. (1994). *Métodos oficiales de análisis*. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Madrid.
- Ministerio de Medio Ambiente, España (2004). *Estudio para el desarrollo sostenible de la Albufera de Valencia*. Confederación Hidrográfica del Júcar.
- Ministerio de Medio Ambiente, España (2004). *Estudio para el Desarrollo Sostenible de la Albufera de Valencia, EDSAV*. Confederación Hidrográfica del Júcar.
- Ministerio de Medio Ambiente, España (2005). *Memoria del Proyecto de recuperación de espacios y actuaciones de gestión hídrica en la desembocadura del Poyo*. Confederación Hidrográfica del Júcar.
- Mondría, M. (2010). *Infraestructuras y eutrofización en l'Albufera de València. El modelo CABHAL*. Tesis doctoral. Universidad Politécnica de Valencia.
- Monselise, EBI.; Kost, D. (1993). *Different ammonium ion uptake, metabolism and detoxification efficiencies in two Lemnaceae*. A N-15-Nuclear magnetic resonance study. *Planta* 189:167-173.
- Mueleman, A.F.M.; Beekman, J.P.; Verhoeven, J.T.A. (2002) *Nutrient retention and nutrient-use efficiency in Phragmites australis stands after wastewater application*. *Wetlands* 22(4): 712–721.
- Mustafa, A.; Scholz, M. (2011). *Nutrient accumulation in Typha latifolia L. and sediment of a representative integrated constructed wetland*. *Water Air Soil Pollut*, 219: 329-341.
- Nolte and Associates. (1998). *Sacramento regional wastewater treatment plant demonstration wetlands Project: Five year summary report 1994–1998*. Report to Sacramento Regional County Sanitation District.

- Okurut, T.O. (2001). *Plant growth and nutrient uptake in a tropical constructed wetland*. Backhuys Publishers: Leiden, The Netherlands, pp. 451–462.
- Oliver Rajadel, N. (2011). *Análisis de los rendimientos, durante la puesta en marcha, de un sistema de tratamiento basado en humedales artificiales destinado a la recuperación del lago de l'Albufera de Valencia. Trabajo final de master*. Universidad Politécnica de Valencia.
- Ottová, V.; Balcarová, J.; Vymazal, J. (1997). *Microbial characteristics of constructed wetlands*. Water Science Technology.
- Pérez García, F.; Martínez-Laborde, J. B. (1994). *Introducción a la fisiología vegetal*. Ediciones Mundi Prensa.
- Pullin B.P.; Hammer, D.A. (1989). *Comparison of plant density and growth forms related to removal efficiencies in constructed wetlands treating municipal wastewater*. Proceedings of the 62nd Annual WPCF Meeting, Water Pollution Control Federation (WPCF).
- Ruiz-Martínez, M.; Velasco, J.; Alcántara, R.; Millán, A. (2005). *Bioacumulación de nutrientes en Phragmites australes: elemento de gestión para la reducción de la contaminación del mar menor*. Encuentro internacional en fitodepuración, julio de 2005, Lorca, España.
- Solano, M.L.; Soriano, P.; Ciria, M.P. (2003). *Constructed wetlands as a sustainable solutions for wastewater treatment in small villages*. Biosystems Engineering (2004) 87 (1), 109-118.
- Tanner, C.C. (1996). *Plants for constructed wetland treatment systems - A comparison of the growth and nutrient uptake of eight emergent species*. Ecological Engineering, 7. 59-83.

- Tanner, C.C. (2001). *Growth and nutrient dynamics of soft stem bulrush in constructed wetland treating nutrient-rich wastewaters*. *Wetlands Ecology and Management* 9: 49–73.
- Tang, X.; Huang, S.; scholz, M.; Li, J. (2008). *Nutrient removal in pilot-scale constructed wetlands treating eutrophic river water: assessment of plants, intermittent artificial aeration and polyhedron hollow polypropylene balls*. *Water Air Soil Pollut*, 197: 61-73.
- U.S. EPA. (1988). *Design Manual: Constructed Wetlands and Aquatic Plants Systems for Municipal Wastewater Treatment*. EPA 624/1-88/022. U.S. EPA Office of Research and Development: Washintong D.C.
- U.S. EPA. (1993). *Design manual: Nitrogen control*. EPA 625/R-93/010, U.S. EPA Office of Research and Development: Washintong D.C.
- U.S. EPA. (2000). *Design manual: Constructed Wetlands Treatments of Municipal Wastewaters*. EPA 625/R-99/010, U.S. EPA Office of Research and Development: Cincinnati, Ohaio.
- Vymazal, J. (2007). *Removal of nutrients in various types of constructed wetlands*. *Sci. Total Environ*.
- Vymazal, J.; Kropfelova, L. (2008). *Wastewater Treatment In Constructed Wetlands With Horizontal Sub-suface Flow*. Springer Verlag.
- Wnag, W.C. (1991). *Ammonia toxicity to macrophytes using static and renewal methods*. *Environ Toxicol Chem* 10:1173-1177
- <http://www.albufera.com>
- <http://www.bing.com/maps/>

- <http://www.comunicacionvegetal.com>
- <http://depuranatura.blogspot.com.es>
- <http://es.wikipedia.org>
- <http://www.natsys-inc.com/>
- <http://www.ramsar.org>
- <http://sigpac.mapa.es/fega/visor/>
- <http://www.tancatdelapipa.net>

