

Tabla 7.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Húmedo (g) de las Formulaciones A,B,C y D.

FORMULACIÓN	g.l	NIVELES DE HOMOGENEIDAD			
		1	2	3	4
C	4	24.3000			
A	3		57.5067		
D	3			64.1667	
B	3				75.1333

g.l.= grados de libertad

g = gramos

Tabla 8.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Seco (g) de las Formulaciones A,B,C y D.

FORMULACIÓN	g.l.	NIVELES DE HOMOGENEIDAD		
		1	2	3
C	4	5.9750		
A	3	6.9667	6.9667	
B	3		8.6667	8.6667
D	3			10.4333

g.l.= grados de libertad

g = gramos

Tabla 9.- Rendimiento de CPE en Peso Húmedo y Seco (g) del Grupo de la Formulación B.

RENDIMIENTO (g)	FORMULACION	g.l.	MEDIA	DESVIACIÓN ESTANDAR	ERROR ESTANDAR
				(+/-)	
PESO HUMEDO	B1	3	75.1333	.5774	.3333
	B2	4	71.7500	1.0661	.5331
	B3	4	53.9500	1.8947	.9474
	B4	4	29.0250	1.7576	.8788
	Total	15	56.2867	18.9752	4.8994
PESO SECO	B1	3	8.6667	.1528	8.819E-02
	B2	4	13.9750	1.7443	.8721
	B3	4	13.5750	1.3048	.6524
	B4	4	4.7750	1.3525	.6762
	Total	15	10.3533	4.1983	1.0840

g.l.=Grados de libertad

Tabla 10.- Rendimiento de CPE en Peso Húmedo y Seco (g) del Grupo de la Formulación D.

RENDIMIENTO (g)	FORMULACION	G.L.	MEDIA	DESVIACIÓN ESTANDAR	ERROR ESTANDAR
				(+/-)	
PESO HUMEDO	D1	3	64.1667	4.0079	2.3140
	D2	4	60.6000	6.8644	3.4322
	D3	4	64.3500	5.6477	2.8239
	D4	4	43.0500	1.3699	.6850
	Total	15	57.6333	10.2442	2.6450
PESO SECO	D1	3	10.4333	1.1930	.6888
	D2	4	8.1000	1.0832	.5416
	D3	4	6.7750	1.0905	.5452
	D4	4	5.4750	2.1930	1.0965
	Total	15	7.5133	2.2379	.5778

g.l.= Grados de libertad

g=gramos

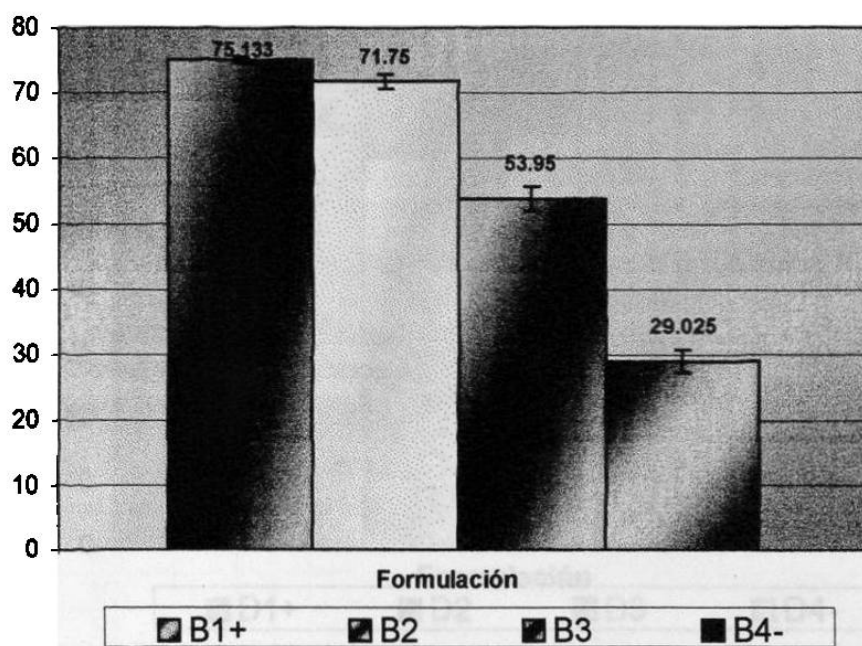


Figura 10 .- Rendimiento en Peso Húmedo (g) del CPE del Grupo de la Formulación B

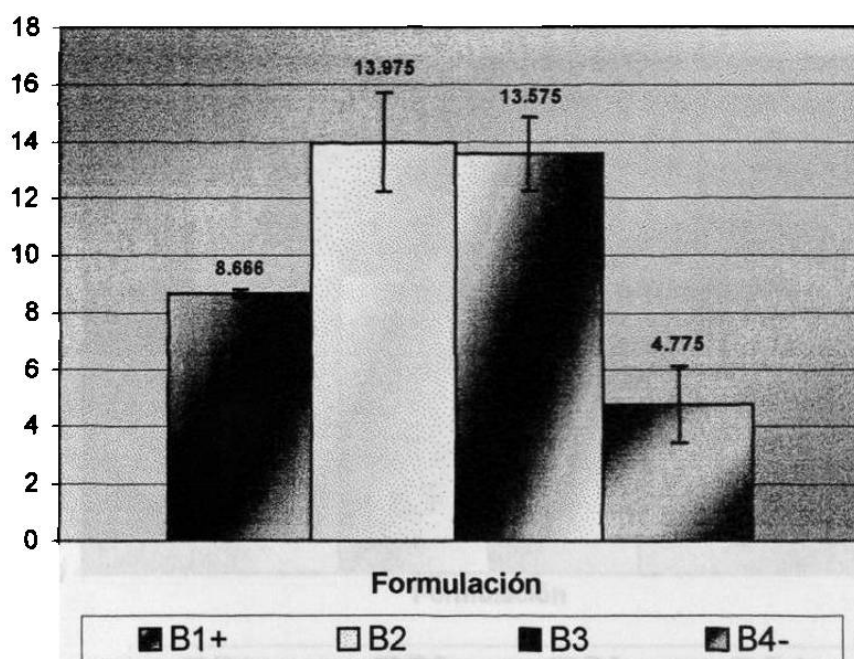


Figura 11 .- Rendimiento en Peso Seco (g) del CPE del Grupo de la Formulación B

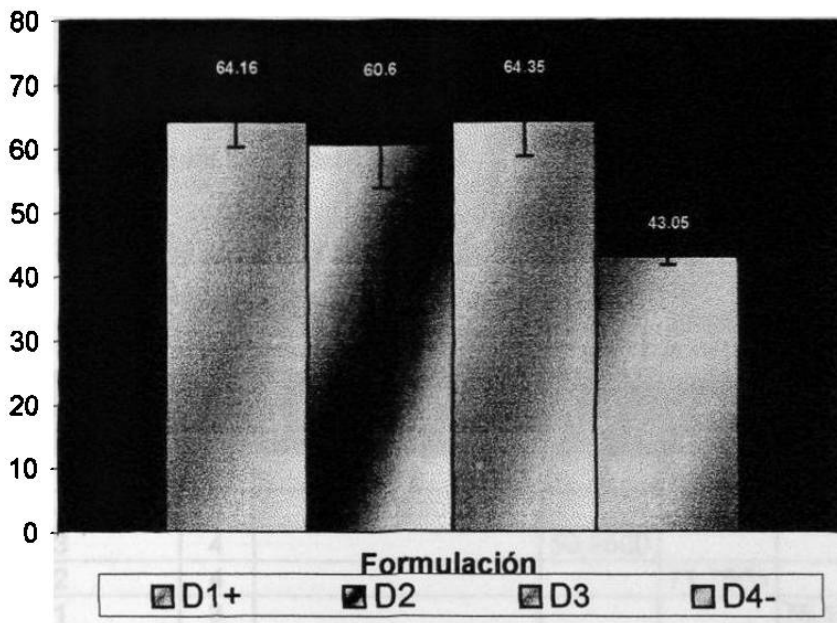


Figura12.- Rendimiento en Peso Húmedo (g) del CPE del Grupo de la Formulación D

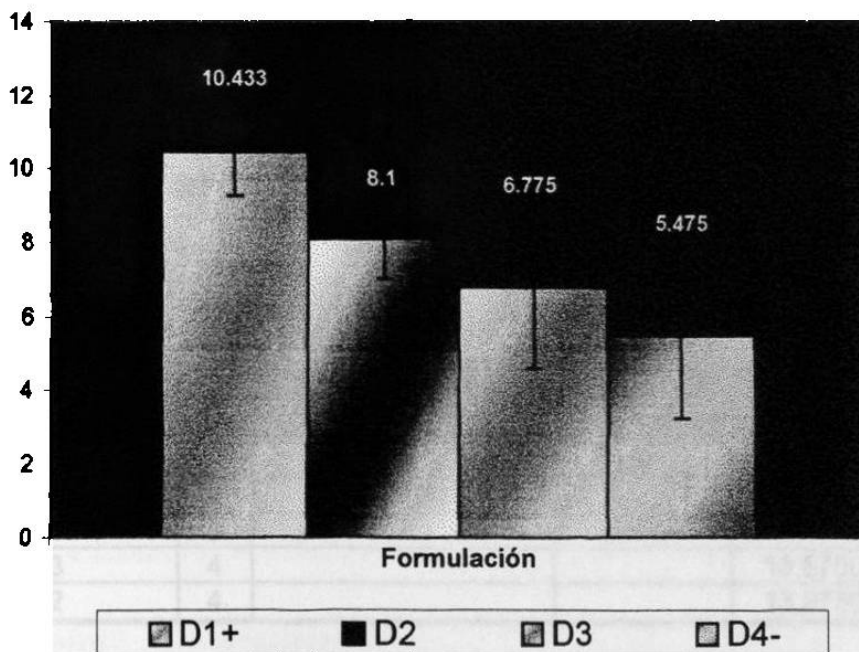


Figura13.- Rendimiento en Peso Seco (g) del CPE del Grupo de la Formulación D

Tabla 11.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Húmedo (g) de las Formulaciones del Grupo B.

FORMULACIÓN	g.l.	NIVELES DE HOMOGENEIDAD			
		1	2	3	4
B4	4	29.0250			
B3	4		53.9500		
B2	4			71.7500	
B1	3				75.1333

g.l.= Grados de libertad g=gramos

Tabla 12.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Seco (g) de las Formulaciones del Grupo B.

FORMULACIÓN	g.l.	NIVELES DE HOMOGENEIDAD		
		1	2	3
B4	4	4.7750		
B1	3		8.6667	
B3	4			13.5750
B2	4			13.9750

g.l.= Grados de libertad g=gramos

Tabla 13.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Húmedo (g) de las Formulaciones del Grupo D.

FORMULACIÓN	g.l	NIVELES DE HOMOGENEIDAD	
		1	2
D4	4	43.0500	
D2	4		60.6000
D1	3		64.1667
D3	4		64.3500

g.l.= Grados de libertad g= gramos

Tabla 14.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Seco (g) de las Formulaciones del Grupo D.

FORMULACIÓN	g.l	NIVELES DE HOMOGENEIDAD	
		1	2
D4	4	5.4750	
D3	4	6.7750	
D2	4	8.1000	8.1000
D1	3		10.4333

g.l.= Grados de libertad g=gramos

Tabla 15.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Húmedo (g) de las Formulaciones del Grupo B y D.

FORMULACION	g.l	NIVELES DE HOMOGENEIDAD					
		1	2	3	4	5	6
B4	4	29.0250					
D4	4		43.0500				
B3	4			53.9500			
D2	4			60.6000	60.6000		
D1	3				64.1667	64.1667	
D3	4				64.3500	64.3500	
B2	4					71.7500	71.7500
B1	3						75.1333

g.l.= Grados de libertad

g=gramos

Tabla 16.- Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para el Rendimiento en Peso Seco (g) de las Formulaciones del Grupo B y D.

FORMULACION	g.l.	NIVELES DE HOMOGENEIDAD				
		1	2	3	4	5
B4	4	4.7750				
D4	4	5.4750	5.4750			
D3	4	6.7750	6.7750	6.7750		
D2	4		8.1000	8.1000	8.1000	
B1	3			8.6667	8.6667	
D1	3				10.4333	
B3	4					13.5750
B2	4					13.9750

g.l.= Grados de libertad

g=gramos

Tabla 17.- Retención de Metales Pesados por el CPE D3 a una Temperatura de 25°C.

METAL	pH	T	FASE	ESP mg/l	V.S. (ml)	F.D.
Zn	3	20	Sol	1.012	12	1
Zn	3	20	Gel	5.05	5.2	4.8076
Zn	4.5	20	Sol	1.25	11.9	1
Zn	4.5	20	Gel	5.926	4.8	5.2083
Zn	6	20	Sol	1.14	1.5	1
Zn	6	20	Gel	6	5.9	4.2372
Cu	3	20	Sol	0.447	12.2	1
Cu	3	20	Gel	5.373	12	2.0833
Cu	4.5	20	Sol	0.8919	11.5	1
Cu	4.5	20	Gel	19.2	6.7	3.7313
Cu	6	20	Sol	0.704	12.8	1
Cu	6	20	Gel	6.555	5.8	4.3103

pH= solución metal T = Temperatura metal ESP= Espectofotómetro mg/l

V.S.=Volumen de Solución F.D.= Factor de Dilución

Tabla 18.- Retención de Metales Pesados por el CPE D3 a una Temperatura de 25°C.

METAL	pH	T	FASE	ESP mg/l	V.S. (ml)	F.D.
Pb	3	20	Sol	0.1062	12.2	1
Pb	3	20	Gel	4.935	6.7	3.7313
Pb	4.5	20	Sol	0.1602	11.2	1
Pb	4.5	20	Gel	5.4513	10.5	2.3809
Pb	6	20	Sol	0.4346	14	1
Pb	6	20	Gel	3.2803	10.8	2.3148
Ni	3	20	Sol	1.265	12.5	1
Ni	3	20	Gel	5.722	5.2	4.8076
Ni	4.5	20	Sol	1.574	12.5	1
Ni	4.5	20	Gel	6.3107	6.2	4.0322
Ni	6	20	Sol	6.47	7.7	1
Ni	6	20	Gel	2.1602	6.2	4.0322

pH= solución metal T = Temperatura metal ESP= Espectofotómetro mg/l

V.S.=Volumen de Solución F.D.= Factor de Dilución

Tabla 19.- Retención de Metales Pesados por el CPE D3 a una Temperatura de 35°C.

METAL	pH	T	FASE	ESP mg/l	V.S. (ml)	F.D.
Zn	3	35	Sol	1.11	11.5	1
Zn	3	35	Gel	6.703	5.2	4.8076
Zn	4.5	35	Sol	1.38	10.5	1
Zn	4.5	35	Gel	5.999	4.6	5.4347
Zn	6	35	Sol	6.11	11.3	1
Zn	6	35	Gel	3.226	6	4.1666
Cu	3	35	Sol	0.6	13	1
Cu	3	35	Gel	6.555	6	4.1666
Cu	4.5	35	Sol	0.525	11	1
Cu	4.5	35	Gel	6.773	5.7	4.3859
Cu	6	35	Sol	1.786	11.6	11
Cu	6	35	Gel	3.086	6.2	4.0322

pH= solución metal T = Temperatura metal ESP= Espectofotómetro mg/l

V.S.=Volumen de Solución F.D.= Factor de Dilución

Tabla 20.- Retención de Metales Pesados por el CPE D3 a una Temperatura de 35°C.

METAL	pH	T	FASE	ESP mg/l	V.S. (ml)	F.D.
Pb	3	35	Sol	0.25	11.5	1
Pb	3	35	Gel	5.6101	6	4.1666
Pb	4.5	35	Sol	3.0344	11.7	1
Pb	4.5	35	Gel	4.2425	6.1	4.0983
Pb	6	35	Sol	0.5218	13.2	1
Pb	6	35	Gel	4.2414	6	4.1666
Ni	3	35	Sol	1.18	11.3	1
Ni	3	35	Gel	5.8805	6	4.1666
Ni	4.5	35	Sol	1.417	13.1	1
Ni	4.5	35	Gel	5.6827	6.6	3.7878
Ni	6	35	Sol	6.364	12	1
Ni	6	35	Gel	1.7984	6	4.1666

pH= solución metal T = Temperatura metal ESP= Espectofotómetro mg/l

V.S.=Volumen de Solución F.D.= Factor de Dilución

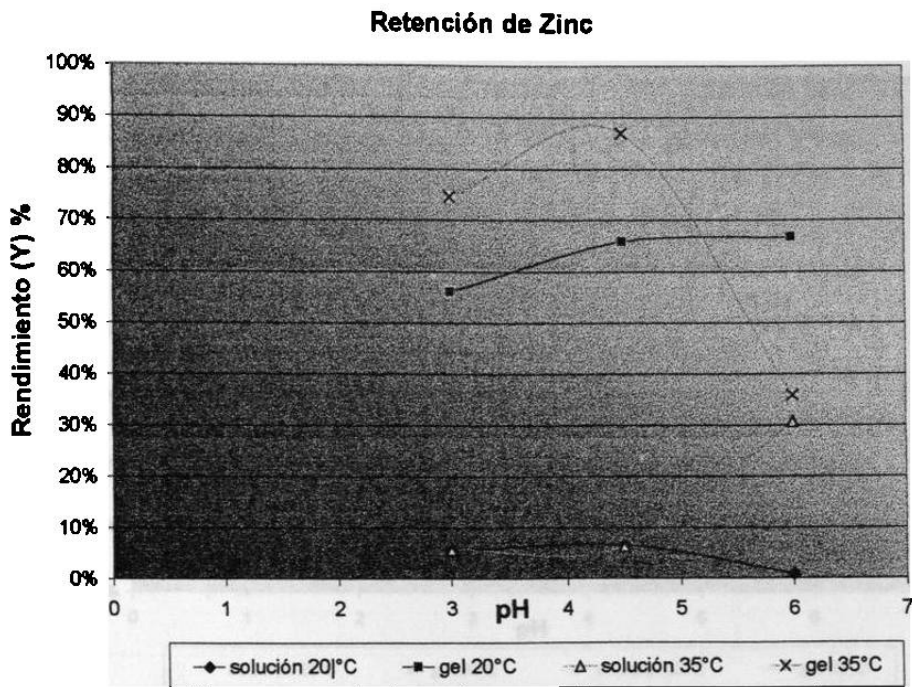


Figura 14.- Retención de Zn a diferentes pH's y Temperaturas de la solución del metal.

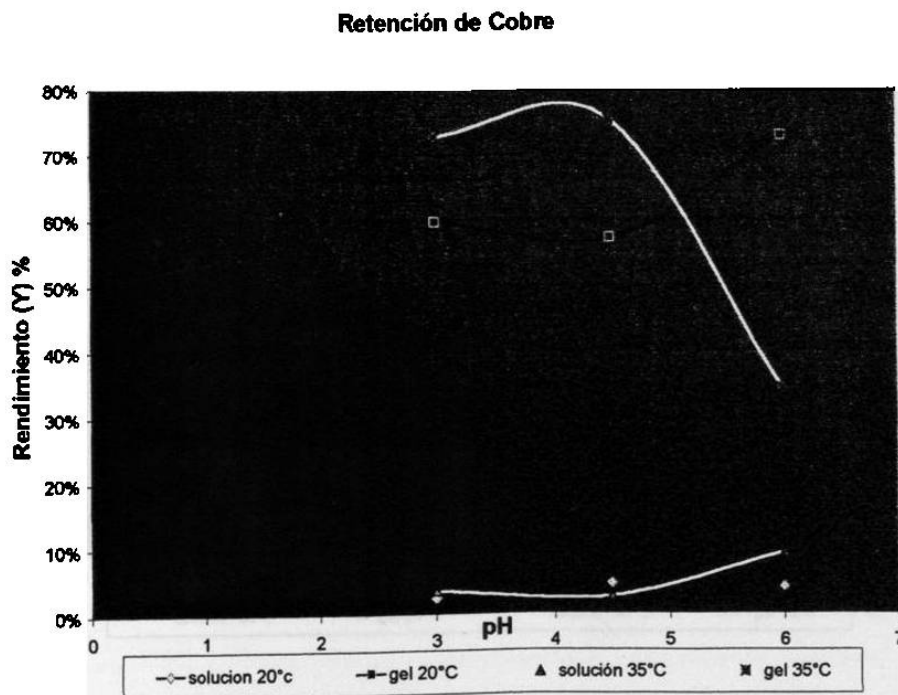


Figura 15.- Retención de Cu a diferentes pH's y Temperaturas de la solución del metal.

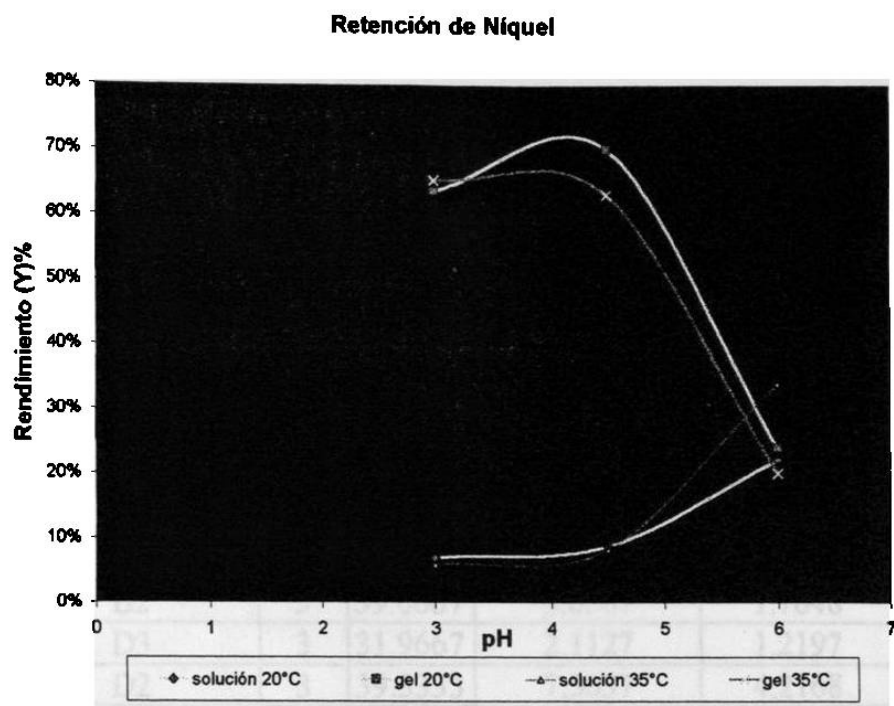


Figura 16.- Retención de Ni a diferentes pH's y Temperaturas de la solución del metal.

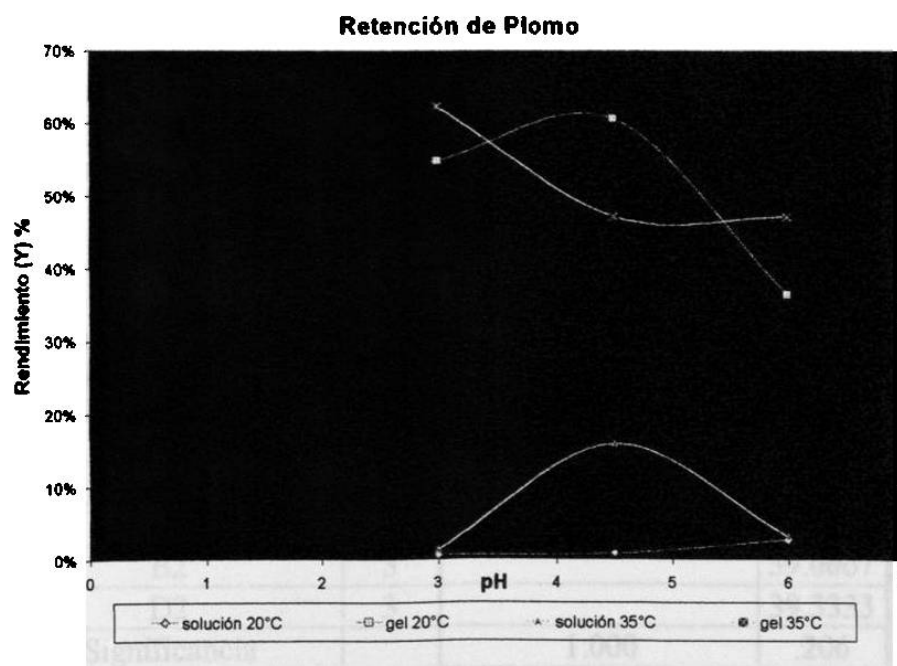


Figura 17.- Retención de Pb a diferentes pH's y Temperaturas de la solución del metal.

Tabla 21.- Formación del CPE y Retención de Sólidos (g) en lodos provenientes de Aguas Residuales

FORMULACION	g.l.	MEDIA	DESVIACION ESTANDAR	ERROR ESTANDAR
B3	3	19.9667	.9074	.5239
B2	3	39.0667	3.0567	1.7648
D3	3	31.9667	2.1127	1.2197
D2	3	39.3333	7.3037	4.2168
Total	12	32.5833	8.9311	2.5782

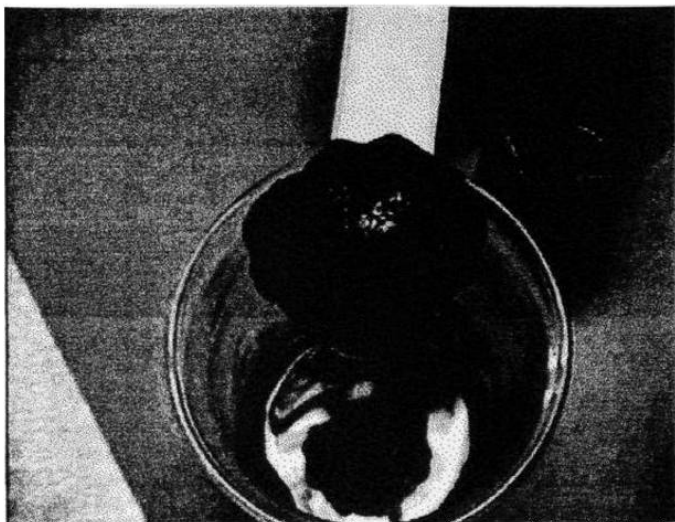
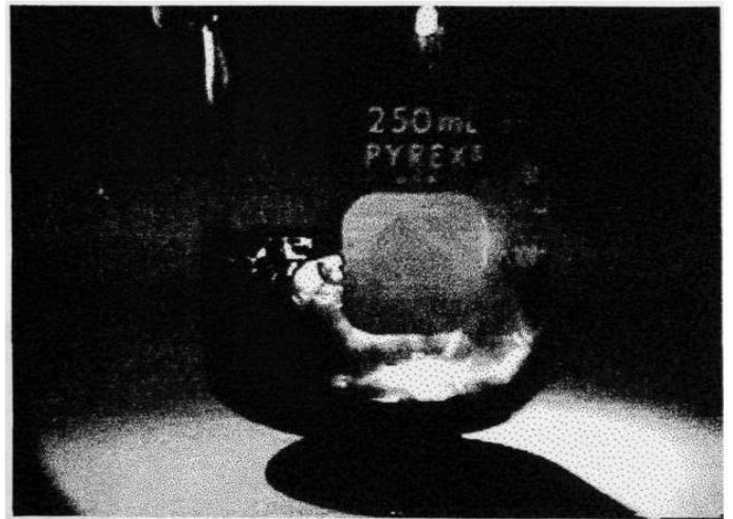
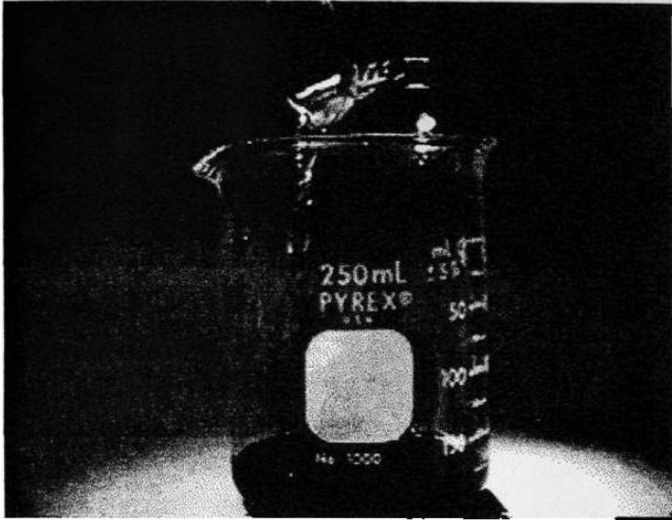
g.l.=Grados de libertad g=gramos

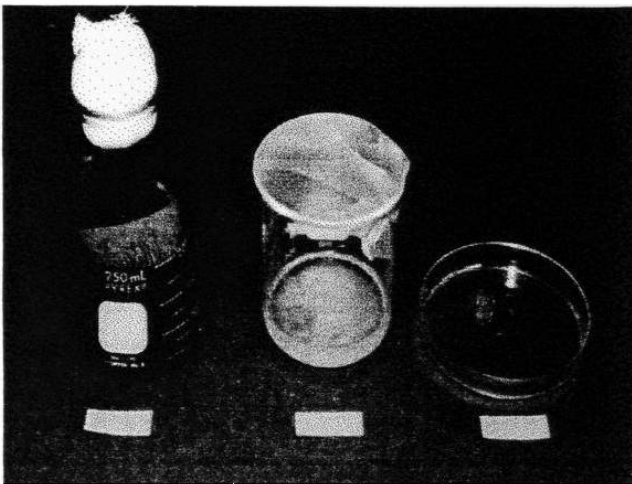
Tabla 22.-Prueba de Rangos Múltiples de Tukey para las Formulaciones Elaboradas en Lodos Provenientes de Aguas Residuales.

FORMULACION	g.l.	NIVELES DE HOMOGENEIDAD	
		1	2
B3	3	19.9667	
D3	3		31.9667
B2	3		39.0667
D2	3		39.3333
Significancia		1.000	.206

g.l.=Grados de libertad rendimiento=gramos

Figura 18 a,b,c y d.- Lodos Provenientes de Plantas de Tratamiento de Aguas y su Tratamiento Ilustrativo con la Formulación de CPE's.





Biodegradación del CPE

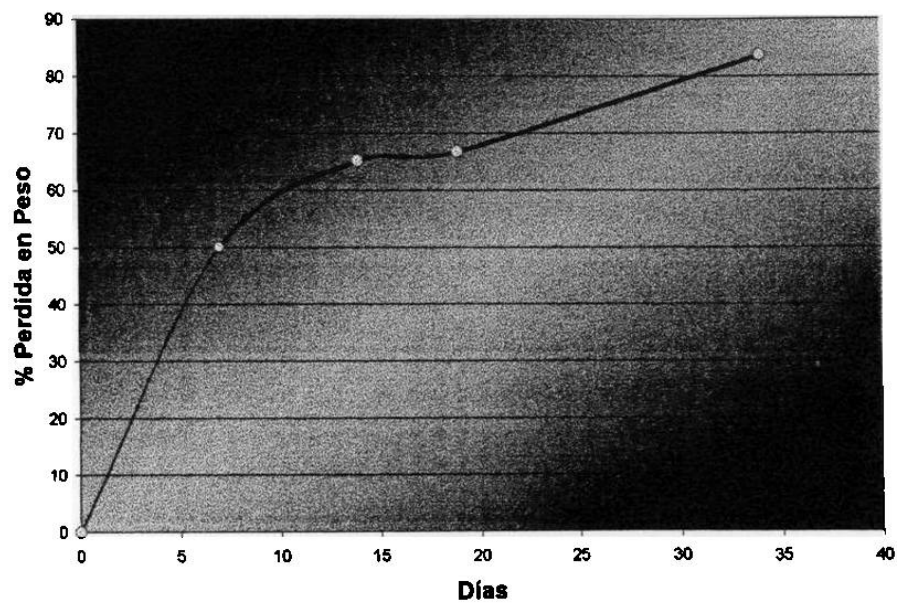


Figura 19.- Porcentaje de Perdida en Peso del CPE con respecto al peso inicial, después de 34 días de exposición a nivel laboratorio utilizando, una cepa de *Serratia marscensens*.

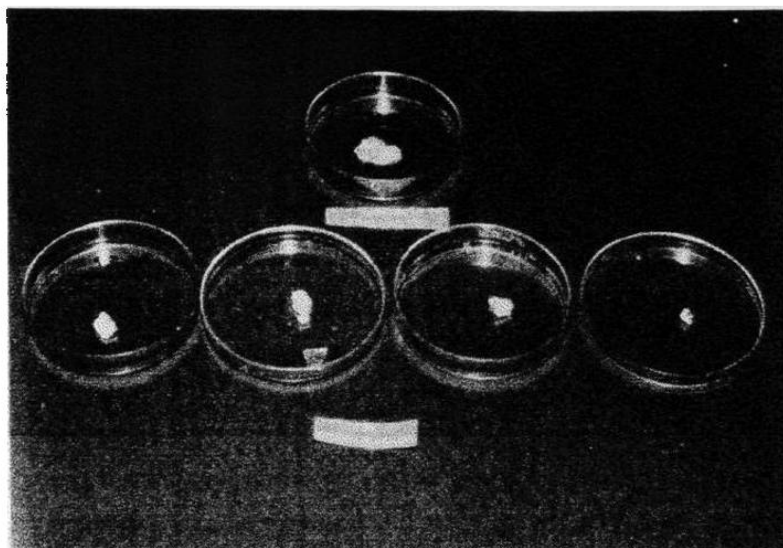


Figura 20 a.- Perdida en Peso del CPE en las diferentes fechas de muestreo.

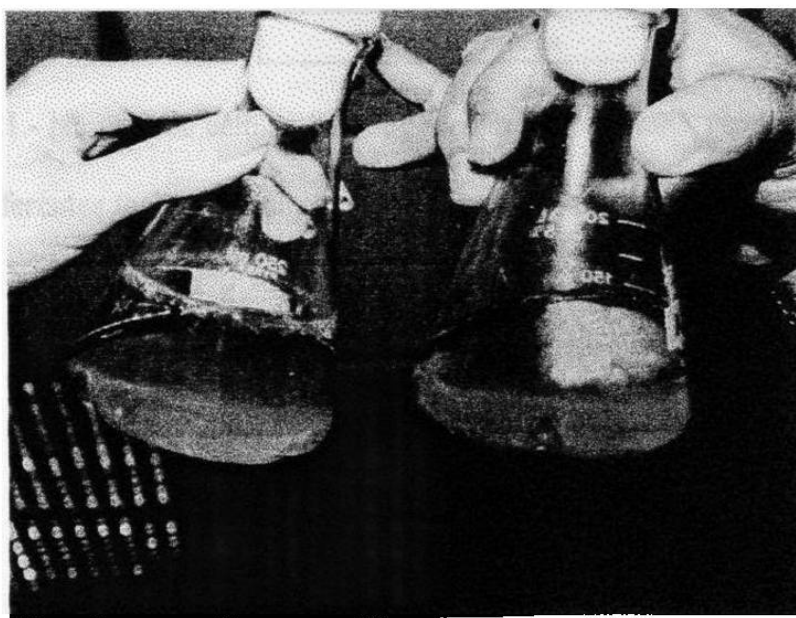


Figura 20b.- Perdida en Peso del CPE después de 34 días.

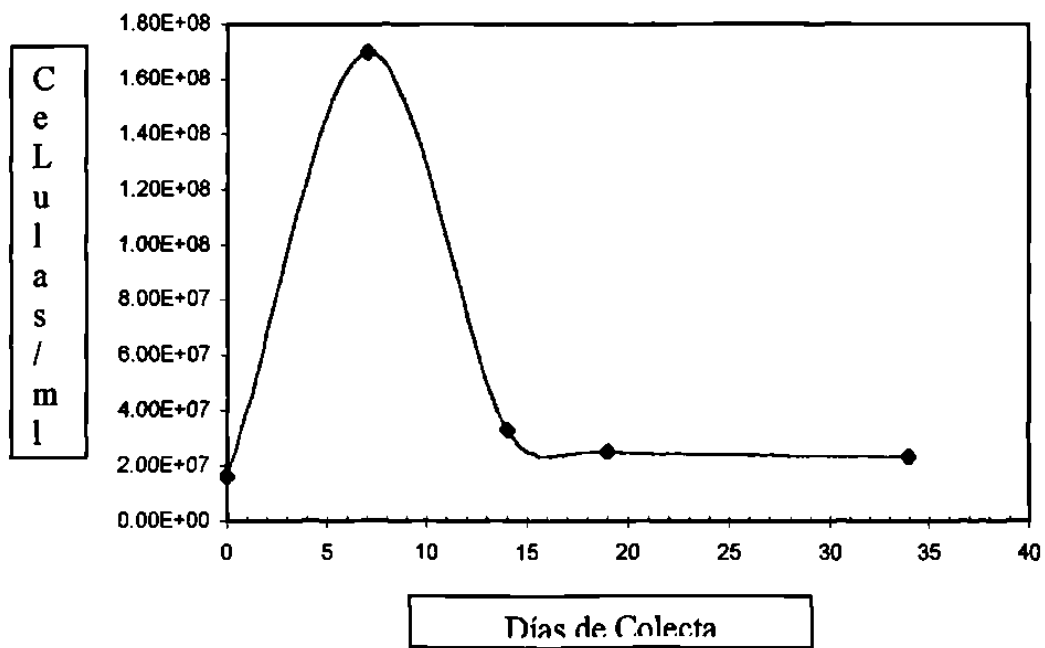


Figura 21.- Número de células / ml de *Serratia marscensens* presentes, en las diferentes fechas de colecta en el experimento a nivel laboratorio.

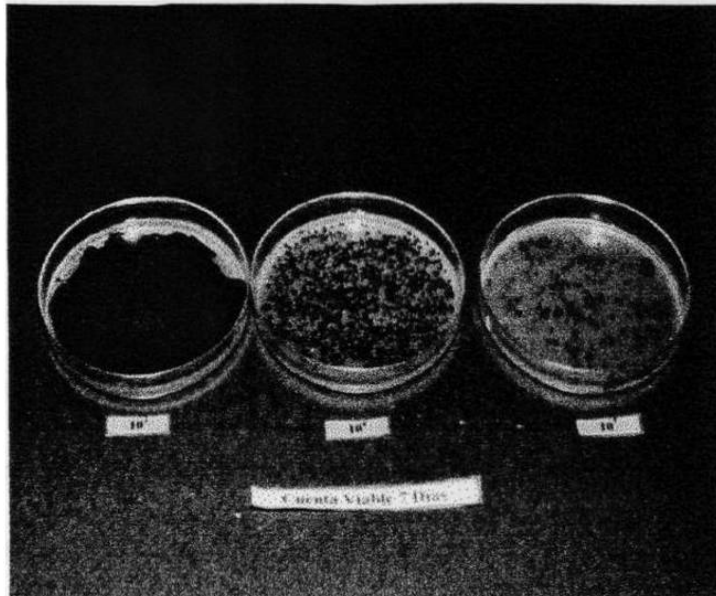


Figura22 a.- Crecimiento de *Serratia marscesens* a los 7 días de la prueba de Biodegradación.

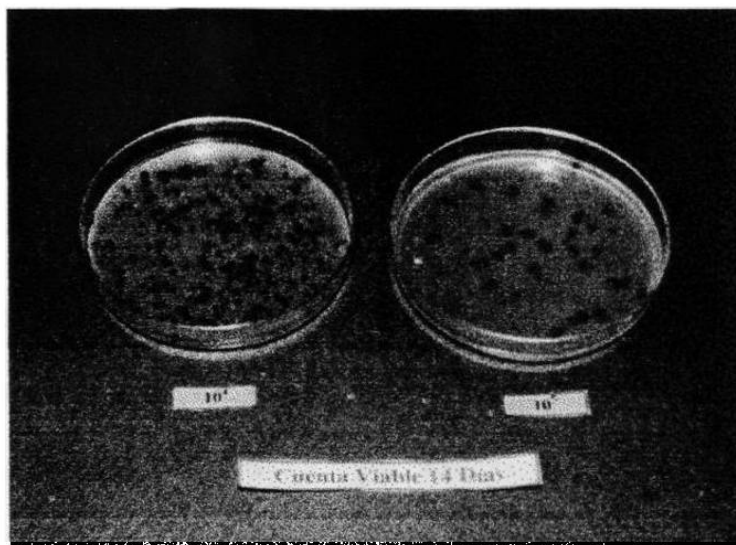


Figura 22 b.- Crecimiento de *Serratia marscesens* a los 14 días de la prueba de Biodegradación.

DISCUSIÓN

La obtención de Complejos Polielectrolitos (CPE's) a partir de polímeros naturales, ya sea polisacáridos, proteínas o ac. nucleicos, es de suma importancia, ya que en la actualidad existen CPE's de origen sintético, los cuales son utilizados en diversas áreas y con ello contribuyen a la contaminación del medio ambiente.

La contaminación es factor de preocupación hoy en día, por lo cual nos hemos visto en la necesidad de crear productos amigables con el medio ambiente, y con ello nos referimos a productos obtenidos de recursos naturales abundantes, renovables, y que además sean biodegradables; y que más se podría pedir, si éste producto pudiera ayudarnos en la labor de remoción de metales pesados y clarificación de lodos provenientes de plantas de tratamiento de aguas?.

El objetivo del presente trabajo fue obtener un CPE a partir de pectina y quitosán, a su vez evaluar los rendimientos de este complejo optimizando el uso del polímero catiónico y probar las posibles aplicaciones del mismo en tecnología ambiental, por otro lado comprobar la biodegradabilidad de este complejo a nivel laboratorio.

La caracterización química de los polímeros fue de suma importancia para la correcta formación de el CPE, debido a que con el conocimiento de el pK y pH óptimo de los polímeros, pudimos fijar únicamente 4 formulaciones que nos aseguraban las condiciones idóneas para la formación del complejo, la razón misma radica en que se utilizaron los pH's a los cuales se encontraban el 50 y 100% de grupos ionizables en ambos polímeros.

Para poder llevar a cabo una mejor formulación del CPE, requerimos conocer la cantidad grupos ionizables disponibles por gramo de muestra, con lo cual obtuvimos bases para fijar una concentración inicial de cada polímero y posteriormente la optimización del polímero catiónico, el cual era posible reducir en concentración debido a que contaba con una mayor cantidad de grupos ionizables que la pectina.

La viscosidad intrínseca fue determinada para ambos polímeros, y para el quitosan dicho parámetro utilizado en la determinación del PM con la ayuda de la ecuación de Mark- Houink, el PM obtenido por viscosimetría fue comparado con el del proveedor el cual fue determinado por Resonancia Magnética Nuclear , el resultado calculado por viscosimetría fue el correcto y para cuestiones de costos el método fue muy barato y fácil de llevar a cabo.

La cantidad de grupos ionizables obtenida con el PM del quitosan y cálculos analíticos, fue comparada con la calculada por medio de una titulación potenciométrica, con esto se pudo corroborar ambos métodos.

Los resultados obtenidos al llevar a cabo la mezcla de los polímeros en forma de polielectrolitos, demuestra que es posible la obtención de CPE's utilizando pectina y quitosan, no obstante las formulaciones que mejores resultados en cuanto a rendimiento arrojaron fueron la formulación B y D, la formulación B fue seleccionada y la formulación D también, debido a que en la prueba de rangos múltiples de Tukey se presentaron 4 y 3 grupos de homogeneidad de acuerdo al rendimiento húmedo y seco respectivamente, quedando como el primero y segundo mejor grupo en la formación de CPE, así mismo presento mayor facilidad en su elaboración la formulación D que la B.

El CPE obtenido de la mezcla de pectina y quitosan no pudo ser utilizado para la elaboración de membranas como inicialmente se había contemplado, debido a que presento la apariencia de un hidrogel compacto, dicho nombre no puede ser completamente aplicado a éste CPE hasta que su caracterización reológica no sea llevada a cabo.

Los CPE's obtenidos en las diversas formulaciones, presentaron una apariencia mas consistente y fuerte en algunos casos tales como: el de la formulación B y D.

De las formulaciones del grupo B donde se optimizó el polímero catiónico, la formulación que mejores resultados en cuanto a rendimiento presento, fue la formulación B2, siendo en éste caso mejor por cuestiones de costo el uso de la formulación B2 y como segunda opción la formulación B3.

En las formulaciones obtenidas del grupo D, la formulación con mejores resultados fue la D3 y como segunda opción se presentaron la formulación D2 y D1. En éste caso fue seleccionada la formulación D3, tomando en cuenta la prueba de rango múltiple de Tukey donde se presentaron 2 grupos de homogeneidad para el rendimiento en peso húmedo al igual que para el rendimiento en peso seco, dicha formulación quedo como las de mejor rendimiento; por otro lado apariencia, cantidad de polímero utilizada y la facilidad en la elaboración de las soluciones de polielectrolitos jugaron un papel importante en la selección.

Se compararon de igual forma el grupo de la formulación B contra el grupo D y los resultados obtenidos del análisis de varianza, así como de la prueba de rango múltiple de Tukey presentaron a la formulación B1 y B2 en el grupo de mayor rendimiento de CPE obtenido, la decisión fue evaluada de igual manera de acuerdo a

otros parámetros ya mencionados con anterioridad como: facilidad en la preparación, apariencia y costo o polímero utilizado, de acuerdo a lo anterior se tomo en consideración la formulación D3 la cual fue la mejor de su grupo, es de bajo costo, mas fácil de elaborar y tiene un buen rendimiento en la formación de CPE.

Para las pruebas de estos CPE's en Tecnología ambiental, se procedió analizar las propiedades conocidas de cada uno de los polímeros.

Entre las propiedades del quitosan destaca la capacidad de adsorción, absorción y quelación para con metales pesados como: Pb, Hg, Zn, Ni, Cu, Cd, Ur, Ag, Co, etc; la capacidad de quelación de éste polímero es debido a que presentan la capacidad sus grupos amino e hidroxilo de actuar como donadores de electrones (Standford,1989; Onsoyen y Shaugrud, 1990).

Otra de las múltiples aplicaciones del quitosan se la debe a su propiedad catiónica dentro de las cuales se encuentra su excelente capacidad como floculante debido al gran número de grupos $-NH_3$ que pueden interactuar con coloides de carga negativa.

La pectina por otro lado debido a su propiedad aniónica acorta el tiempo de coagulación en sangre y es utilizada en casos de hemorragias.

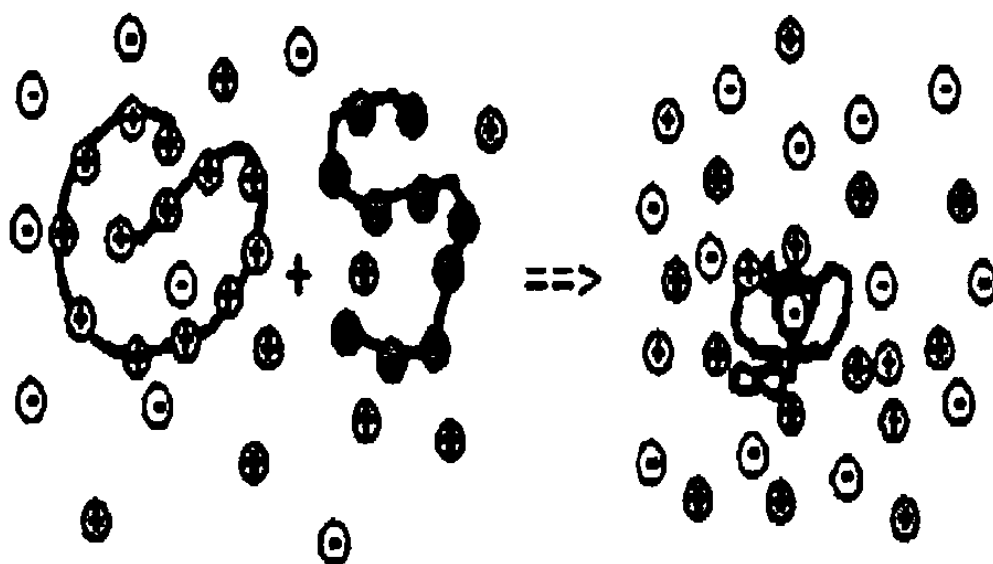
La capacidad de atrapar metales pesados por medio de un mecanismo de acomplejamiento, es posible debido a que la pectina se encuentra como un polielectrolito cargado negativamente y puede unirse a iones de metales pesados cargados positivamente. La afinidad que presenta este polielectrolitos es de mayor a menor proporción para los siguientes metales: Plomo (Pb) > Bario (Ba) > Cadmio

(Cd) > Stroncio (Sr), sigue decreciendo en su capacidad para atrapar iones alcalinotérreos y iones alcalinos.

En base a los datos anteriormente citados se procedió a llevar a cabo pruebas preliminares de la mezcla de estos dos polielectrolitos ambos con capacidad de atrapar metales, coagular y flocular.

Los experimentos realizados para medir retención de metales a diferentes pH's y temperaturas de la solución de metal con la formulación D3, presentaron una mejor remoción de Zn con un 86.9%, seguida por el Cu, Ni y Pb con 75%, 70.1% y 62.3% respectivamente, la temperatura a la cual se presentó la mejor remoción para estos metales fue a 35°C; el pH que al cual se presentó mejor remoción de Zn, Cu y Ni es a pH= 4.5 , siendo únicamente adecuado para el Pb el pH 3.

La razón por la cual nosotros pensamos que la remoción de metales se está llevando a cabo tiene sus principios fundamentales en la química, la cual por el momento no ha sido probada, pero sugerimos que al interaccionar dos polielectrolitos que por principio tienden a unirse en lo que denominamos CPE, al estar presente un solución de un polielectrolito catiónico (Pb, Cu, Ni, Zn) la cual podría presentar preferencia por las interacciones iónicas (por carga opuesta) en este caso con la pectina la cual a su vez interactúa con el quitosan y los metales de su preferencia, por otro lado siendo el quitosan es un polielectrolito con capacidad de quelación hacia la pectina y capaz de donar electrones a los metales, así como de absorber hacia su red macromolecular cationes (metales) y mantener unidos a su superficie a metales, podríamos sugerir que esta estructura sería una red molecular compleja y revuelta.



Estructura de un Complejo Polielectrolito

Para las pruebas de retención de sólidos en lodos provenientes de plantas de tratamiento de aguas, se probaron 4 formulaciones. A dichas formulaciones se les llevo a cabo la prueba de rango múltiple de Tukey, la cual indico 2 grupos de homogeneidad quedando las formulaciones D2, B2, y D3 dentro de las de mayor formación de CPE y remoción de sólidos, pero fue la formulación D2 y D3 la que dejaron menos partículas en la solución.

En cuanto a la claridad del agua proveniente de los lodos no se llevo a cabo un análisis de sólidos disueltos, por lo cual el análisis solo fue visual.

Para la prueba de biodegradabilidad a nivel laboratorio se selecciono una cepa de *Serratia marscensens* debido a que esta había sido utilizada con anterioridad para la degradación de pectina.

La perdida en peso del CPE fue de un 83.7% a los 34 días siendo esta provocada por el crecimiento del microorganismo inoculado, la acción mecánica a la cual fue expuesto dicho complejo al estar en agitación.

La perdida en peso es un factor muy variable para poder medir la biodegradación del CPE, esto debido a que al momento de llevar a cabo el secado del CPE el tiempo se tenía que ir acortando al quedar menos muestra y secarse mas rápidamente.

La biodegradación del CPE se observó al ir aumentando el número de células de el microorganismo, el cual únicamente contaba como fuente de carbono con el CPE , lo cual nos indicaba que el microorganismo estaba haciendo uso de esa fuente para crecer y durante dicho crecimiento produjo cierta coloración anaranjada adentro del CPE, el crecimiento del microorganismo se vio disminuido a los 14 días, sin ser este menor al inoculo inicial.

Debido a la disminución en la cuenta viable, se llevo a cabo una toma de muestra a los 19 días de iniciada la prueba de biodegradación, la cual fue en un tiempo menor del que había sido programado, no obstante el número de células se mantenía sin ser ya *Serratia marscensens*, ésta nueva cepa en crecimiento desplazó al microorganismo inicial manteniéndose con un promedio de $2.40 \cdot 10^7$ cel/ml

cantidad que se mantuvo hasta los 34 días, en los cuales ya no se pudo recuperar la muestra para determinar la pérdida en peso del CPE y fue suspendido el experimento.

Este microorganismo fue aislado y guardado para su análisis y caracterización posterior, debido a que es capaz de consumir el CPE elaborado a base de pectina y quitosan, la cual era su única fuente de carbono.

CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente trabajo podemos hacer las siguientes conclusiones.

- 1.- La caracterización química de los polímeros juega un papel importante para el establecimiento de las formulaciones y la obtención de los CPE's.
- 2.- Es posible obtener complejos polielectrolitos a partir de pectina y quitosan, y a su vez tengan buenos rendimientos del mismo.
- 3.- La determinación de los grupos ionizables por gramo de polímero son necesarios para la optimización del polímero catiónico en la elaboración de los CPE's.
- 4.- La selección del CPE debe ser llevada a cabo por métodos estadísticos y al mismo tiempo tomar en consideración la facilidad en la elaboración de la formulación, apariencia y costo de la misma.
- 5.- La aplicación de las soluciones de polielectrolitos de la formulación D3, en el orden adecuado a la solución de metales, es un factor importante para la formación del CPE y remoción de dichos metales.

6.- El pH y la Temperatura en la solución de metales juega un papel importante en la remoción de los mismo, al llevarse a cabo la formación del CPE D3.

7.- La aplicación de las soluciones de polielectrolitos de la formulación D2 o D3 sobre lodos provenientes de plantas de tratamiento de aguas residuales, es un factor importante para la formación del CPE y remoción de los sólidos.

8.- Debido a que la muestra de CPE utilizada en la prueba de biodegradación no pudo ser esterilizada completamente, la muestra presentó el crecimiento de un microorganismo capaz de superar y desplazar al microorganismo inoculado.

9.- La pérdida en peso del CPE durante la prueba de biodegradación es atribuible a varios factores: el microorganismo inóculo, el microorganismo invasor y la acción mecánica por agitación.

10.- La biodegradación y solubilización del CPE es casi total a los 34 días de tratamiento a nivel laboratorio.

RECOMENDACIONES

Las conclusiones obtenidas de este trabajo nos permiten hacer las siguientes recomendaciones para continuar la investigación en relación a esta línea.

- 1.- Llevar a cabo la determinación del PM de la pectina debido a que podría ser de utilidad, al momento de establecer las propiedades del CPE.
- 2.- Caracterización reológica del CPE para poder establecer sus propiedades y capacidades, de igual manera el mejoramiento de las mismas.
- 3.- Caracterizar molecularmente el CPE utilizando la técnica de FTIR, para observar las interacciones y las proporciones de estas.
- 4.- Estudiar mas profunda y detalladamente la capacidad de los CPE de remover metales de manera independiente y mezclas de los mismos, de igual manera su aplicación en efluentes provenientes de plantas procesadoras de metal.
- 5.- Para remoción de sólidos en lodos provenientes de aguas residuales medir la cantidad de sólidos totales inicial y final, así como una mejor técnica de separación del CPE y filtrado del mismo.

6.- Probar la capacidad de remoción de sólidos de los CPE's a base de pectina-quitosan en áreas como la de fermentaciones y alimentos.

7.- Evaluar la biodegradación del CPE por la técnica de respirometría, para evitar la influencia de factores externos como acción mecánica etc.

LITERATURA CITADA

Allan, G.G., L.C. Allman., R.E. Benainger., D.K. Ghosh., Y. Hirabayashi., A.N. Neogi y S. Neogi. 1984. Biomedical Applications of Chitin and Chitosan. pp:119-133.

Arévalo, N. K. 1996. “Elaboración de plásticos biodegradables a partir de polisacáridos y su estudio de biodegradación a nivel de laboratorio y campo”. Tesis Doctoral. Esc. de Posgrado Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León. San Nicolás de los Garza, N. L., México.

APHA-AWWA-WPCF.1992. Métodos Normalizados para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. Díaz de santos. Madrid.

Bassi, R., S.Prasher y B.K.Simpson. 2000. Removal of Selected Metal Ions from Aqueous Solutions Using Chitosan Flakes. Separation Science and Technology. 35: (4), 547-580.

Brown, T.L., LeMay, H.E. y B.E. Bursten.1998. Química La Ciencia Central. Capítulo 12. Materiales modernos. Ed. Prentice Hall. pp. 428.

Brown, T.L., LeMay, H.E. y B.E. Bursten.1998.Química La Ciencia Central. Capítulo 25. Química de la vida: química orgánica y biológica. Ed. Prentice Hall. pp. 956-966.

Dautzenberg, H.H. y N. Karibyants. 2001. Macromolecular Characterization of Polyelectrolytes. <http://www.mpikg-golm.mpg.de/kc/dautzenberg>.

Dragan, S., M. Cristea y B.C. Simionescu. 1996. Polyelectrolyte complexes. I. Synthesis and Characterization of Some Insoluble Polyanion-Polycation Complexes. *Journal of Polymers. Sci. Part A: Polymer Chemistry*. 34: (17) 3485-3494.

Domszy, J.G. y G. A.F. Roberts. 1985. Evaluation of Infrared Spectroscopic Techniques for Analyzing Chitosan. *Makromol. Chem.* 186:1671-1677.

Endress Hans-Ulrich. 1998. News from R+D Pectins in Preventive Nutrition and Therapy. "Vitafood Congress" (1-1997).

FAO.1996. World Shrimp Production in 1996. www.fao.org

FAO.2000. World Citric Production in 2000/01. www.fao.org

Whitaker, J.R.1994. Principles of Enzymology for the Food Sciences. Chapter 16. Pectic Encimes. Ed. Marcel Dekker, Inc. pp. 425-426.

Fessenden, R y J. Fessenden. 1983. Química Orgánica: Capítulo 9. Alquenos y alquinos. Ed. Iberoamericana. pp.436-441.

Fogarty, W.M. y O.P. Ward. 1972. Pectin Substancias and Pectinolytic Enzymes. *Process Biochemistry*. 7(8)13-17.

Fukuda, H. y Y. Kikuchi. 1977. Polyelectrolyte Complex of Sodium Dextran Sulfate with Chitosan, 2*. Makromol. Chem. 178:2895-2899.

Hennen, W.J. 1996. Chitosan: A Brief History. Ed. Woodland Publishing Inc. pp 3-15.

INEGI. 2001. Volumen Acumulado de la Captura Pesquera en peso vivo por destino y principales especies. www.inegi.gob.mx

Izumrudov, V.A., I.Y. Galaev y B.Mattiasson. 1999. Polycomplexes-potencial for bioseparation. Bioseparation. 7:207-220.

Kikuchi, Y. y H. Fukuda. 1974. Polyelectrolyte Complex of Sodium Dextran Sulfate with Chitosan. Makromolekulare Chemie. 175: 3593-3596.

Kikuchi, Y., y. Kochi Y Y. Onishi. 1976. Polyelectrolyte Complex of Sodium Dextran Sulfate with Dextran Containing Diethylaminoethyl Group. Makromol. Chem. 177:2563-2566.

Knorr, D. 1991. Recovery and Utilization of Chitin and Chitosan in Food Processing Waste management. Food Technology. Pp. 114-122.

Lasko, C.L. y M.P.Hurts.1999. An Investigation into the Use of Chitosan for the Removal of Soluble Silver from Industrial Wastewater. Environ. Sci.Technol.33:3622-3626.

Lehninger, A.L. 1991.Bioquímica Las Bases Moleculares de la Estructura y Función: Capitulo X. Azúcares, polisacáridos de reserva y paredes celulares. Ediciones Omega. pp. 270-274.

Lehninger, A.L. 1991.Bioquímica: Las Bases Moleculares de la Estructura y Función. Capitulo 37. El origen de la vida. Ediciones Omega. pp. 1060-1061.

Macossay,J. 1995. Síntesis y Caracterización de Derivados de Quitosan Solubles en Agua. Tesis Doctoral. Louisianan State University.

Maddever, W.J. y Chapman, G.M. 1989. Modified Starch Base Biodegradable Plastics. ANTEC 89. Pp.1351.

Mandel, M. 1990. Diccionario de Ciencias Químicas. Polyelectrolytes. pp.788-789.

Mathur, K.N. y C. K. Narang. 1990. Chitin and Chitosan, Versatile Polysaccharides from Marine Animals. Journal of Chemical Education. 67(11): 938-942.

Mitani, T. y H.Ishii.1997. Syntesys of chitosan-amino acid and chitosan-peptide conjugates and their use in heavy metal uptake. Chitin Handbook, Muzarelli, R.A. Y M.G.Peter, eds., European Chitin Society. pp 77-83.

Monroy, J., R. Moreno., R. Pedroza., F. Pietrin., E.Aguilar y M. Castrezana. 1990. Obtención de Pectinas. El Aprovechamiento de Subproductos Agroindustriales. CONACYT. 12: (168) 37-39.

Monteiro Jr, O. A. y C. Aioldi. 1998. Some Thermodynamic Data on Koper-Chitin and Copper-Chitosan Biopolymer Interactions. *Journal of Colloid and Interface Science* 212: 212-219.

Muzzarelli, R.A. 1983. Chitin and Its Derivatives: New Trends of Applied Reseach. *Carbohydrate Polymers*. 3:53-75.

Nakajima, A. y K. Shinoda. 1976. Complex Formation Between Oppositely Charged Polysaccharides. *Journal of Colloid and Interface Science*. 55(1) :126-132.

Nakajima, A. y K. Shinoda. 1977. Permeation Properties of Glycol Chitosan-Mucopolysaccharides. *Journal of Applied Polymer Science*. 21:1249-1255.

Nicol, S. 1991. Life after death for empty shells. *New Scientist*. 9 February. Pp 46-48.

Onsoyen, E. y O.Skaugrud. 1990. Metal Recovery Using Chitosan. *Journal of Chemical Technology and biotechnology*. 49:395-404.

Park, G.I., H.S. Park y S.I.Woo.1999. Influence of pH the Adsorption of Uranium Ions by Oxidized Activated Carbon and Chitosan. *Separation Science and Technology*.34(5):833-854.

Sandford, P. A. 1989. Chitosan: Advances in Chitin and chitosan. Comercial Uses and Potencial Applications. Elsevier, New York. Pp. 51-67

Savant, V.D. y J.A. Torres. 2000. Chitosan-Based Coagulating Agents for Treatment of Cheddar Cheese Whey. Department of Food Science and Technology.

Singh, D.K. y A.R.Ray.2000.Biomedical Applications of Chitin, Chitosan, and Their Derivatives. *Macromol.Chem. Phys.* 40(1).69-83.

Smid, J. y Fish, D. 1990. Diccionario de Ciencias Químicas. Polyelectrolytes Complexes. pp.785-788.

Srinivasan, R. y R. Kamalam.1982. Polyelectrolyte Complexes of Glycol Chitosan with Some Polysaccharides. I. Mixing Ratio and Dielectric Properties. *Biopolymers*. 21:251-263.

Srinivasan, R. y R. Kamalam.1982. Polyelectrolyte Complexes of Glycol Chitosan with Some Polysaccharides. II.Electrical Conductivity. *Biopolymers*. 21:264-275.

The World Bank y Secretaría de Desarrollo Social. 1994. Reporte de evaluación ambiental en México del sector de residuos sólidos, segundo proyecto de residuos

sólidos. ABC Estudios y Proyectos S.A. de C.V. Subsidiaria de Jones and Neuse, Inc. pp. 5.

Tan, S., Y. Wang., C. Peng y Yurong Tang. 1999. Synthesis and Adsorption Properties for Metal Ions of Crosslinked Chitosan Acetate Cross Ethers. *Journal of Applied Polymer Science*.71:2069-2074.

Towle, G.A. y O.Christensen.1980.Pectin. Chapter IX. Pp. 429-449.

Volesky, B y Z.R. Holan. 1990. Biosorption of Heavy Metals. *Biotechnol. Prog.* 11:235-250.

Walter, R.H.1991. *The Chemistry and Technology of Pectin*. Academic Press. San Diego N.Y. pp. 94-257.

Wan, W.S. y K.H. Liang, 1999. Adsorption of Gold Ions onto Chitosan and N-Carboximethyl Chitosan: Equilibrium Studies. *Industrial engineering chemistry research*. 38: 1441-1414.

Wang, W., S. Bo., S.Li y W. Qin. 1991. Determination of the Mark-Houwink equation for chitosans with different degree of deacetylation. *Int. J. Biol. Macromol.*13:281-285.

Willet, J.L. 1995. Complex of Oppositely Charged Ionic Starches. *Starch/Stärke* 47:29-32.



DONATIVO

